

U n t e r s u c h u n g e n ü b e r d i e W i r k u n g
v e r s c h i e d e n e r D ü n g u n g a u f d i e
M i k r o b e n z a h l e n u n d d i e b i o l o g i -
s c h e A k t i v i t ä t i n l a n g e Z e i t u n -
g e d ü n g t e n W i e s e n b ö d e n .

O t t o S i n g e r

U n t e r s u c h u n g e n ü b e r d i e W i r k u n g
v e r s c h i e d e n e r D ü n g u n g a u f d i e
M i k r o b e n z a h l e n u n d d i e b i o l o g i -
s c h e A k t i v i t ä t i n l a n g e Z e i t u n -
g e d ü n g t e n W i e s e n b ö d e n .

Inaugural - Dissertation
zur
Erlangung der Doktorwürde
an der
Hohen Naturwissenschaftlichen Fakultät
der
Ludwig - Maximilians - Universität
zu München



Vorgelegt
von
Otto Singer
aus
Mühlhausen i. Vogtland
Juni 1957

Inhalts - Verzeichnis

Seite

I.	Einleitung	2
II.	Herkunft und Art des Untersuchungsmaterials	7
III.	Untersuchungsmethodik	9
	1. Probenahme	9
	2. Physikalisch-chemische Untersuchungen	9
	3. Mikrobiologische Untersuchungen	11
	4. Physiologische Untersuchungen	20
	a) Bestimmung der Katalase-Aktivität.	20
	b) Urease-Aktivität	25
IV.	Die Wirkung des Zusatzes organischer Substanzen (Zellulose, Stärke, Glukose, Asparagin, Pepton), gemessen an den nach 3, 7 und 10 Tagen von den Bodenproben abgegebenen CO_2 - und NH_3 -Mengen	27
	Einführung eines "biologischen Aktivitäts-Koeffizienten" zur Beurteilung der Bodenaktivität	27
V.	Diskussion der Ergebnisse	38
VI.	Zusammenfassung	48
VII.	Literatur-Verzeichnis	50

I. E i n l e i t u n g.

Die Aufgabe der Bodenmikrobiologie besteht in der Erfassung und Untersuchung des gesamten Lebensraumes, in dem die Mikroben ihre Tätigkeit entfalten. Hierzu gehört nicht nur die Ermittlung der Gesamtzahl der verschiedenen Arten von Mikroorganismen, sondern auch die Feststellung von deren Tätigkeit mittels biochemischer Umsetzungsversuche sowie die Prüfung der Böden auf ihre Mikrobenfähigkeit, d.h. die Fähigkeit der Böden, bestimmten Mikroorganismen als Nährsubstrat zu dienen.

Leider haben sich diese mikrobiologischen Untersuchungsarten immer noch nicht voll durchzusetzen vermocht, da bisher aus der Vielzahl der möglichen und wichtigen Einzeluntersuchungen praktisch nur einige wenige zur Anwendung gelangen:

Bei den mikrobiologischen Prüfungen von Böden werden weitgehend die verschiedenen Arbeitsmethoden der allgemeinen Mikrobiologie angewandt. Einmal interessiert uns die Zahl der fraglichen Mikroorganismen, zum anderen deren physiologische Leistungen. Hierbei spielte bisher das Plattenverfahren eine wichtige Rolle, ferner die Kultur der Bodenmikroflora auf speziellen Nährböden und auch noch die Identifizierung der sich darauf entwickelnden Mikrobenarten.

Diese Untersuchungsmethoden haben, so wertvoll sie für die Beurteilung der sich im Boden abspielenden Prozesse sind, nur einen begrenzten diagnostischen Wert. Der Boden stellt in physikalisch-chemischer und biologischer Hinsicht ein heterogenes System dar und beherbergt eine in verwickelten Wechselbeziehungen zueinander stehende Mikroflora. Deshalb können die bei Kultur auf künstlichen Nährsubstraten gewonnenen Erkenntnisse nicht ohne weiteres auf die natürlichen Verhältnisse im Boden übertragen werden. Das Auszählen und die Bestimmung der auf künstlichen Nährmedien gewachsenen Mikroorganismen gibt uns jedoch immerhin einen gewissen Einblick in die mikrobiologischen Verhältnisse des Bodens.

Da zwischen dem Keimgehalt des Bodens und seiner Ertrags-

fähigkeit gewisse Zusammenhänge bestehen, indem durch sachgemäße Bearbeitung und Düngung des Bodens, durch geeignete Fruchtfolgen u.a. nicht nur die Bodenfruchtbarkeit, sondern auch die Lebensbedingungen seiner Mikroflora gefördert werden, findet die Keimgehaltsbestimmung bei bodenbakteriologischen Untersuchungen immer noch Anwendung. Man weiß zwar schon lange Zeit, daß es sich bei diesen Untersuchungen weniger um die Zahl der gefundenen Mikrobenkeime als vielmehr um deren Wirksamkeit bzw. Aktivität handelt. Es vermögen z.B. wenig Mikroorganismen von hoher Aktivität dieselbe oder sogar eine höhere Wirkung hervorzurufen als zahlreiche Formen, die weniger tätig sind. Aus diesem Grunde untersucht man heute jene Mikrobengruppen, die für das Pflanzenwachstum wichtig sind. Schon früher wurde zwischen landwirtschaftlich nützlichen und schädlichen Mikroorganismen unterschieden.

Mit sog. "Umsetzungsversuchen" (Bestimmung des Stickstoffbindungsvermögens, der Fäulniskraft u.a. Eigenschaften des Bodens) wurden brauchbare Ergebnisse erhalten. Sie wiesen jedoch ebenfalls verschiedene Mängel auf, da die gemessenen Werte nicht unter natürlichen Verhältnissen, sondern in künstlichen Nährlösungen mit einem Überschuß an Nährstoffen, bei optimalen Temperaturen und unter den günstigsten Bedingungen gewonnen werden. In den speziellen Nährlösungen kamen nur bestimmte Organismen auf. Sporenbildner oder Keime, die im Boden unterdrückt waren, fanden unter Umständen ein günstiges Nährmedium. Aus diesen Umsetzungsversuchen konnte somit auf jeden Fall geschlossen werden, daß verschiedene Mikrobenarten im Boden wohl vorhanden, und daß sie bei günstigen Lebensbedingungen dort auch tätig sind.

Der ursprüngliche Sinn oben genannter Bodenuntersuchungsverfahren zur Bestimmung z.B. der Fäulniskraft, der Denitrifikation u.s.w. war der, einfache mikrobiologische Verfahren zu finden, die schnell über den Fruchtbarkeitszustand eines Bodens Auskunft zu erteilen vermögen.

Die sich im Boden abspielenden mikrobiologischen und biochemischen Umsetzungsvorgänge sind jedoch nicht nur von den verschiedenen Mikrobengruppen, die im Boden vorkommen

und deren Leistungen, sondern auch von den ihnen im Boden zur Verfügung stehenden anorganischen und organischen Stoffen abhängig. Daneben spielen noch eine Reihe von Umweltfaktoren (Feuchtigkeit, Temperatur, Reaktion des Substrates u.a.) eine Rolle, die jedoch im Laboratoriumsversuch konstant gehalten werden können.

Die Tätigkeit der einzelnen Organismengruppen verläuft im Boden nicht voneinander isoliert, sondern gleichzeitig und in gegenseitigen mannigfaltigen Wechselbeziehungen. Man untersucht deshalb nur einige wichtige Teilvorgänge und bringt sie in Beziehung zu den im Boden enthaltenen abbaufähigen Substanzen.

Vorschläge zu einer eingehenderen Kennzeichnung der Tätigkeit der Bodenmikroorganismen, die als "biologische Bodenaktivität" bezeichnet wird, wurden bereits früher von verschiedenen Forschern gemacht. E n g e l sowie L e m m e r m a n n und Mitarbeiter schlugen vor, zur indirekten Abschätzung der biologischen Bodenaktivität das C/N-Verhältnis heranzuziehen. R e i n a u und S c h m i t t empfahlen thermokinetische Bodenuntersuchungen. Weiterhin wurde auf Grund der Eigenschaft zahlreicher Bakterien und Schimmelpilze, Wasserstoffsuperoxyd zu zersetzen, versucht, durch die Katalasebestimmung im Boden einen gewissen Anhaltspunkt für die Bodenfruchtbarkeit zu bekommen. Doch stellte sich dabei heraus, daß die katalytische Kraft des Bodens, wenn auch fruchtbare Böden einen hohen Katalasegehalt aufweisen, nicht allein mit der enzymatischen Tätigkeit der Bakterien zusammenhängt, sondern auch mit bestimmten anorganischen (Eisen, Mangan) und organischen Bodenkomponenten (Humusverbindungen), die auch für sich allein Wasserstoffsuperoxyd zu spalten vermögen. H o f m a n n und Mitarbeiter führten Aktivitätsbestimmungen mit Hilfe einiger wichtiger in den Mikroorganismen enthaltenen Enzyme (Saccharase, Urease, α - und β -Glukosidase) durch. Sie stellten fest, daß im Gegensatz zu den schwankenden Werten der Keimzahlen der Enzymgehalt infolge Adsorption an die Bodenkolloide außerordentlich konstant und gleichmäßig und infolgedessen für die Beurteilung der Bodengüte charakteristischer als der Keimgehalt ist. K u p r e -

W i t s c h betrachtete die experimentell festgestellte Aktivität der Bodenfermente (Katalase, Invertase, Urease) als Kennzeichen der biologischen Bodenaktivität und setzte sie direkt proportional der Bodenfruchtbarkeit.

Statt der Bestimmung dieser verschiedenen physiologischen Einzelleistungen hat man schon sehr früh die quantitative Feststellung der vom Boden abgegebenen Kohlensäuremengen als Ausdruck der gesamten mikrobiologischen Tätigkeit heranzuziehen versucht. S t o k l a s a konnte bereits im Jahre 1905 darauf hinweisen, daß die in der Ackererde produzierte Kohlendioxydmenge als Indikator der gesamten biochemischen Tätigkeit und infolgedessen auch für die Bodenfruchtbarkeit anzusehen ist.

Leider wurde dieses brauchbare Verfahren bis in die jüngste Zeit nur wenig angewandt, da es noch keine einfache Apparatur hierzu gab. Nachdem es nun I s e r m e y e r gelungen ist, eine solche zu konstruieren, dürfte die Bestimmung der Atmungsgröße auch für größere Serienuntersuchungen kein Problem mehr sein.

Die Entwicklung der mikrobiologischen Bodenforschung lehrte dann, daß die Bestimmung der Atmungsgröße im Boden ein sehr geeignetes Verfahren darstellt, um die gesamten mikrobiologischen Umsetzungen im Boden zu erfassen. Alle übrigen Methoden, wie z.B. die Bestimmung des Enzymgehaltes oder des Stickstoffbindungsvermögens stellen nur Teilvorgänge dar, deren Ergebnisse erst verglichen mit denen anderer Verfahren sehr wertvoll sind.

Leider werden mikrobiologische Untersuchungen immer noch recht uneinheitlich durchgeführt. Es gibt keine Vorschrift, die etwa besagen würde, daß zur mikrobiologischen Beurteilung eines Bodens bestimmte Untersuchungen durchgeführt werden müssen wie dies bei den physikalischen und chemischen Untersuchungen des Bodens der Fall ist. So sind z.B. in dem vom Verband Deutscher Landwirtschaftlicher Untersuchungs- und Forschungsanstalten herausgegebenen Methodenbuch nur folgende Verfahren aufgezogen worden: 1. Atmungsintensität, 2. Katalaseaktivität, 3. Zellulosezersetzung, 4. Stickstoffbindungsvermögen, 5. Nitrifikation, 6. Enzymgehalt.

Den Versuch einer möglichst vollständigen mikrobiologischen Bodenuntersuchung unternahm P o c h o n. Er gab in seinem "Handbuch der mikrobiologischen Bodenanalyse" eine ganze Reihe von Methoden an, die sich größtenteils an die bisher bekannten Methoden anlehnen. Obwohl P o c h o n darauf einging, daß der Boden "als lebender Organismus von komplexer Struktur" angesprochen werden kann, der verschiedene biochemische Eigenschaften zeigt, wurden die Ergebnisse der umfangreichen Einzeluntersuchungen lediglich in einer Tabelle zusammengestellt, o h n e d a r a u s e i n e z u s a m m e n f a s s e n d e K e n n z e i c h n u n g d e s u n t e r s u c h t e n B o d e n s a b z u l e i t e n. Die zahlreichen Einzeluntersuchungen machten es auch unmöglich, mehrere Bodenproben gleichzeitig zu prüfen und auch die Untersuchung einer einzelnen Probe erforderte einen zu hohen Aufwand.

Bei der folgenden Arbeit kam es nun darauf an, von der Vielzahl der bisherigen mikrobiologischen Bodenuntersuchungsverfahren diejenigen auszuwählen, die infolge der Einfachheit ihrer Durchführung und auch infolge ihrer Zuverlässigkeit geeignet erschienen, einen Boden in verhältnismäßig kurzer Zeit mikrobiologisch zu beurteilen. Außer der Bestimmung der Bakterien- und Pilzzahlen wurde vor allem Wert auf die Prüfung der Katalaseaktivität, des Eiweißabbaues sowie der Atmungsgröße, im letzten Fall sowohl ohne als auch bei Zusatz verschiedener organischer Stoffe (Zellulose, Stärke, Glukose, Asparagin und Pepton) gelegt. Weiterhin wurde versucht, durch die Bestimmung der an die Atmosphäre abgegebenen CO_2 - und NH_3 -Mengen und durch die Einführung eines "biologischen Aktivitäts-Koeffizienten" die Bodenaktivität zu kennzeichnen. Die angewandte Methodik erlaubt bereits innerhalb kurzer Zeit eine quantitative Auswertung der Kohlendioxyd- und Ammoniakmessungen und damit ein Urteil über die Aktivität des in Frage stehenden Bodens.

II. Herkunft und Art des Untersuchungsmaterialies.



An den offeneren Grasflächen des Reissacher Quellgebietes/ Obb. (Abb. 1), aus dem die Bodenproben stammten, wurden neben den mikrobiologischen Untersuchungen ein Bodeneinschlag und eine Vegetationsaufnahme des Ausgangsbestandes gemacht, die folgende Ergebnisse brachten.

Bodeneinschlag am 6.9.1955: Einschlagtiefe 65 cm, Hauptwurzelzone 20 cm, Gesamtwurzeltiefe 65 cm.

Horizonte	Tiefe cm	Eigenschaften
A	0-14	dunkelbrauner, humoser Lehm, mäßig viele Gerölle; braust nur an Kalkkörnern.
C ₁	14-30	hellbrauner, plastischer Lehm, leicht grau-gescheckt, zahlreiche Gerölle; braust nur an Kalkeinschlüssen.
C ₂	ab 30	Grobsand und Kies verschiedener Korngröße bis große Steine; wenig lehmiges Zwischenmittel; braust gleichmäßig heftig.

Bodentyp: Pararendzina - Braunerde.

Hierbei wird unter "Pararendzina" ein auf karbonatreichem Miesel- und calciumreichem Silikatgestein gebildeter Rendzina-Boden mit überwiegend kieseligen und silikatischen Mi-

kroskelett verstanden. Die Braunerde kann allgemein gekennzeichnet werden als ein neutraler bis mäßig saurer AC-Boden des gemäßigten Klimas mit überwiegend unbeweglichen, geflockten Schlammstoffen. Der braune bis hellockerfarbige B-Horizont ist kein Anreicherungs-horizont von Schlammstoffen, sondern wurde durch tiefgreifende chemische Verwitterung bei guter Durchlüftung und Durchfeuchtung gebildet.

Die Rendzina, auch Humuskarbonatboden genannt, entsteht auf weichem und damit leicht verwitterbarem Kalkgestein unter humiden bis stark humiden Bedingungen. Das Muttergestein der Rendzina bilden in Deutschland Kalke der Muschelkalk-, Jura- und Kreideformation, bei denen die in den Kalksteinen vorhandenen nichtkarbonatischen Bestandteile nach Auswaschung von CaCO_3 den mineralischen Anteil des entstehenden Bodens darstellen. Der weitgehend mit Ca abgesättigte Humus der Rendzina wurde zu 3-7% bestimmt, er verleiht den Boden eine dunkle, schwarzerdeähnliche Färbung. Die Rendzina besitzt ein typisches AC-Profil.

Vegetationsaufnahme des Ausgangsbestandes am 20.7.1955:

Für die Schätzung wurde die Braun-Blanquet'sche Skala verwendet. Es bedeutet:

- * spärlich oder sehr spärlich vorhanden Deckungswert gering.
- 1 reichlich, aber mit geringem Deckungswert.
- 2 sehr zahlreich oder mindestens 5-25% der Aufnahme-fläche bedeckend.
- 3 Individuenzahl beliebig, 25-50% der Aufnahme-fläche bedeckend.
- 4 " " 50-75% " "
- 5 " " 75-100% " "

Gräser: 2 Festuca pratensis
+ Holcus mollis
Poa pratensis
Bromus erectus
+ Carex spec.
Dactylis glomerata

Leguminosen: 2 Trifolium prat.
+ Anthyllis vulneraria
+ Lotus cornic.
+ Vicia cracca
+ Lathyrus prat.
+ Trifolium repens
+ Hippocrepis comosa
+ Medicago lupulina

Kräuter: 1 Ranunculus acris
1 Rumex acetosa
1 Alchemilla vulgaris
2 Achillea millefolium
2 Thymus serpyllum
1 Brunella vulgaris
1 Plantago media
1 Euphrasia rostkoviana
+ Veronica chamaedrys
1 Sanguisorba minor
1 Chrysanthemum leucanthemum
1 Lactuca hastilis

+ Heracleum sphondylium
+ Cerastium caespitosum
1 Plantago lanceolata
1 Knautia arvensis
+ Centaurea jacea
+ Pimpinella major
+ Aegopodium podagraria
+ Equisetum arvense
+ Viola hirta
+ Cardamine pratensis
+ Cirsium oleraceum
+ Tragopogon pratensis

Das Reissacher Quellgebiet, das der Wasserversorgung der Stadt München dient, ist bedeckt von einem sekundären Mesobrometum (Halbtrockenrasen der Aufrechten Trespe). Das Vorherrschen der Aufrechten Respe wird bedingt durch den Wasserentzug und die Verarmung des Bodens an Nährstoffen. In den letzten 50 Jahren blieben die Grasflächen des Wasserentnahmgebietes ohne jegliche Düngung und auch das abgefallene Laub wurde entfernt. Bis zum Jahre 1954 waren die Wiesen an Bauern verpachtet, die das Heu abfuhren. Im Frühjahr 1955 wurde eine größere, für einen Düngungsversuch vorgesehene Fläche mit einer Wiesenegge bearbeitet und in fünf je 1000 qm große Parzellen geteilt. Davon blieben zwei Parzellen ungedüngt, während die drei anderen Parzellen je eine Gabe von organischem Dünger (75 kg "Wichtel" und 20 cbm Kompost aus dem abgeernteten Gras) sowie mineralische Volldüngung (50 kg Nitrophoska) erhielten.

III. U n t e r s u c h u n g s m e t h o d i k.

1. P r o b e n a h m e.

Zur Probenahme wurden bei den Reissacher Parzellen an jeweils drei Stellen kleine Gruben mit glatter, senkrechter Wand ausgehoben und in der angegebenen Tiefe die Proben mit einem sterilen Löffel entnommen. Die gut zusammengemischten Einzelproben dienten als Ausgangsmaterial für die Untersuchungen.

2. P h y s i k a l i s c h - c h e m i s c h e U n t e r - s u c h u n g e n.

Zur Bestimmung des Wassergehaltes wurden jeweils 10 g der frischen Bodenproben eine Stunde bei 105°C im Trockenschrank getrocknet und zur Feststellung des Glühverlustes je 10 g der luftgetrockneten Bodenproben eine Stunde bei 800°C geglüht.

Die Bestimmung des Gesamtstickstoffes erfolgte nach der Kjeldahl-Methode ohne vorhergehende Reduktion des Nitratstickstoffes.

Für die nach P o c h o n durchgeführte Bestimmung des Kohlenstoffes wägt man 1 g der gesiebten und auf Trockengewicht

bezogenen Bodenprobe in einen Erlenmeyerkolben ein, setzt 10 ccm Kaliumdichromatlösung und 20 ccm konz. Schwefelsäure zu, schüttelt die Mischung eine Minute und läßt 30 Minuten stehen. Nach Hinzufügen von 200 ccm dest. Wasser und 5 g Natriumfluorid läßt man aus der Bürette n Mohrsche Salzlösung zufließen bis zum Farbumschlag von blau nach grün. Dabei entspricht 1 ccm Kaliumdichromatlösung 3 mg Kohlenstoff (0,5% Diphenylamin in H_2SO_4 dienen als Indikator).

Bei der Messung der Bodenreaktion kamen zu je 10 g frischer Bodenprobe 25 ccm einer n Kaliumchloridlösung. Die Proben wurden anschließend 10 Minuten auf dem Schüttelapparat geschüttelt und in der Aufschwemmung die pH-Werte mit Hilfe einer Chinhydrone-Kalomel-Elektrodenkette bestimmt.

Tabelle 1:

Ergebnisse der physikalischen und chemischen Untersuchungen im August 1955.

Probe-Nr.	Wassergehalt der frischen Proben %	Glühverlust in % der frischen Proben %	Gesamtstickstoff %	Kohlenstoff %	pH-Werte
I	26,2 27,5 28,8	20,6 21,0 21,4	0,33 0,31 0,29	5,62 5,87 6,11	7,0
II	29,1 27,9 26,7	20,9 21,4 21,9	0,27 0,30 0,32	4,52 4,89 5,26	7,4
III	29,7 29,1 28,5	21,4 20,8 20,2	0,30 0,28 0,26	5,87 5,36 4,85	6,6
IV	27,5 28,4 29,3	18,2 18,9 19,6	0,30 0,33 0,36	5,07 5,49 5,91	6,4

Es bedeuten: Probe I = ungedüngte Parzelle
 Probe II = Düngung der 1000 qm großen Parzelle mit 75 kg Humusdünger (Wichtel)
 Probe III = Düngung der Parzelle mit 50 kg Nitrophoska
 Probe IV = Düngung der Parzelle mit 20 cbm Kompost.

Im Wassergehalt und Glühverlust stimmen die vier Bodenproben weitgehend überein und auch im Gesamtstickstoff- und Kohlenstoffgehalt zeigten sich keine wesentlichen Unterschiede.

3. Mikrobiologische Untersuchungen.

Als Nährboden für Bakterien wurde der "Standard-Agar II" von Merck benutzt, der sich gut bewährte. Dieser Nährboden erlaubt die Entwicklung einer größtmöglichen Zahl von Mikroorganismen. Von der oft vorgeschlagenen Verwendung eines Bodenextraktagars wurde nach einigen Vorversuchen abgesehen, da dieser in seiner Zusammensetzung variiert und unterschiedliche Zählwerte ergibt.

Zur Feststellung der Bodenpilze benützten wir ein spezielles saueres Medium von folgender Zusammensetzung: 10 g Glukose, 5 g Pepton, 1 g KH_2PO_4 , 0,5 g MgSO_4 , 0,1 g NaCl und 20 g Agar auf 1000 ccm Wasser. Vor Gebrauch wurden dem Flüssigen und auf 45°C abgekühlten Nährboden einige Tropfen einer 10%-igen sterilisierten Zitronensäurelösung zugesetzt, um ein pH von 4,5 zu erreichen.

Für die Bakterien wählten wir die Verdünnung 1:100 000 und für die Pilze die Verdünnung 1:1000. Die Ansätze für die

Bakterien fertigten wir in fünf, diejenigen für die Pilze in drei Parallelen. Die Auszählung der sich im Brutschrank bei 28°C entwickelnden Bakterienkulturen erfolgte nach sieben, die der Pilzkulturen nach drei Tagen. Zur Bestimmung der Sporenbildner verwendeten wir die für 15 Minuten auf 80°C erhitzten Verdünnungen 1:100 000.

Im folgenden seien nun die vom Mai 1955 bis August 1956 bei den pH-Messungen und bei den Bakterien- und Pilzzählungen erhaltenen Ergebnisse nebeneinander aufgeführt. Die Niederschlags- und Temperaturverhältnisse sind in Tabelle 2 zusammengefaßt.

Tabelle 2:

Niederschlags- und Temperaturverhältnisse in Reischach (Mai 1955 bis August 1956).

Monat	Gesamt-Niederschlag mm	Luft - Temperatur °C Mittelwerte aus den Tagestemperaturen	
		Min.	Max.
1955 Mai	163,5	1,2	17,1
Juni	149,2	6,8	20,7
Juli	137,1	9,4	21,5
August	87,5	7,3	21,0
September	79,8	5,4	17,0
Oktober	71,9	-0,5	10,3
November	10,0	-5,2	3,9
Dezember	38,0	-4,7	2,9
1956 Januar	43,2	-6,3	0,9
Februar	46,9	-6,1	3,1
März	77,4	-5,6	5,8
April	90,6	-1,3	11,3
Mai	87,0	3,1	14,7
Juni	228,3	7,0	19,0
Juli	86,0	10,7	23,9
August	168,9	9,0	22,6

Wie aus der Tabelle ersichtlich ist, sind die Gesamtniederschläge in den Monaten Mai, Juni und Juli 1955 ziemlich hoch und nehmen dann in den folgenden Monaten immer mehr ab; vor allem im November und Dezember. Im Jahr 1956 haben wir bis Monat Mai verhältnismäßig geringe Niederschlagsmengen, die dann im Juni rapid zunehmen. Nach einem ziemlich starken Abfall im Juli steigen die Niederschläge im August wieder an, erreichen aber nicht den Wert vom Juni.

Was die aus den monatlichen Tagestemperaturen errechneten mittleren Minimal- und Maximaltemperaturen anbelangt, so haben wir vom Oktober 1955 bis zum April 1956 Minima von -0,5° bis 6,3°C und Maxima von 0,9° bis 11,3°C. Betrachten wir die zusammengehörigen Mittelwerte, dann zeigt sich,

daß die Differenz zwischen beiden von Mai 1955 bis Januar 1956 konstant abnimmt und zwar von 15,9 bis 7,2. Von Januar 1956 ab wird die Differenz zwischen den beiden Mittelwerten wieder größer, erreicht im Mai 1956 ihren höchsten Wert und bleibt dann bis August ziemlich konstant.

Tabelle 3:

Die pH - Wert der Reissacher Proben während der Untersuchungsmonate.

Probe-Nr.	1955				1956			
	Mai	Juni	Juli	Aug.	Ok.	Nov.	Jan.	Aug.
I	6,9	6,9	7,1	7,0	6,9	6,9	6,9	7,0
II	7,4	7,4	7,4	7,4	7,2	7,3	7,3	7,2
III	6,0	6,0	5,8	6,6	6,1	5,9	6,0	6,2
IV	6,4	6,4	6,4	6,4	6,3	6,1	6,2	6,3

Aus den Ergebnissen der Tabelle 3, die uns einen Überblick über die bei den untersuchten Bodenproben gefundenen pH-Zahlen gibt, ersieht man, daß die pH-Werte der zu verschiedenen Zeiten entnommenen Proben nur ganz geringfügige Differenzen aufweisen. Die Keimzahlen dieser Proben dagegen zeigen zu verschiedenen Zeiten schon bedeutendere Unterschiede, die aber wohl kaum durch die Bodenreaktion als vielmehr durch die jahreszeitlichen Klimaschwankungen bedingt sein dürften.

Es folgen nun die bei den Bakterien- und Pilzzählungen von Mai 1955 bis August 1956 erhaltenen Ergebnisse.

Es bedeuten: N. = Niederschlag
Min. = mittlere Min.-Temperatur
Max. = mittlere Max.-Temperatur

M a i 1955

N. : 163,5 mm

Min. : 1,2°C

Max. : 17,1°C

Probe-Nr.	pH	Bakterien (je g Boden)	Pilze (je g Boden)
I	6,9	4 040 000	33 000
II	7,4	2 360 000	27 500
III	6,0	2 270 000	30 000
IV	6,4	2 100 000	24 000

Probe I zeigte bei neutraler Reaktion die höchsten Bakterien- und bemerkenswerterweise auch die höchsten Pilzzahlen.

Eine deutliche Abhängigkeit zwischen der Reaktion der Bodenproben und den Bakterien- und Pilzzahlen bestand hier nicht. Man hätte eher erwartet, daß die mineralische (III) sowie die Kompostdüngung (IV), welche die niedrigsten pH-Werte aufwiesen, das Pilzwachstum gefördert hätten. Das war jedoch nicht der Fall. Es zeigte sich vielmehr deutlich eine durch die unterschiedliche Düngung hervorgerufene Differenzierung der mikrobiologischen Verhältnisse im Boden. Die Bakterienzahlen der Proben II (Wichtel), III (Nitrophoska) und IV (Kompost) waren trotz unterschiedlicher pH-Werte annähernd gleich, liegen aber beträchtlich tiefer als bei Probe I (ungedüngt). Die Pilzzahlen zeigten insgesamt mit Ausnahme der Probe IV keine großen Unterschiede.

Der Abfall der Bakterienzahlen bei den Proben II-IV gegenüber I, der von Mai 1955 bis Januar 1956 beobachtet wurde, könnte als "Schockwirkung" aufgefaßt werden, welche die aufgebrauchten Düngemittel auf die mehr oder weniger im Gleichgewicht befindliche Mikroorganismengesellschaft des Bodens ausübt. Es ist zu bedenken, daß die in Frage stehenden Wiesenflächen bereits fünf Jahrzehnte keine Düngung erhalten haben. Die im Boden vorkommenden Mikroorganismen waren auf den natürlich gegebenen Nährstoffgehalt des Bodens eingestellt. Wahrscheinlich handelt es sich um eine anspruchslose bodeneigene Mikroflora, die dann durch die plötzliche Düngung und Veränderung des Nährstoffgehaltes im Boden ungünstig beeinflusst wurde.

Juni 1955

N. : 149,2 mm

Min. : 6,8°C

Max. : 20,7°C

Probe-Nr.	pH	Bakterien (je g Boden)	Pilze (je g Boden)
I	7,9	3 160 000	37 000
II	7,4	2 000 000	31 000
III	6,0	1 530 000	36 000
IV	6,4	2 320 000	20 000

Der Monat Juni zeigte gegenüber dem Monat Mai geringere Niederschläge und einen leichten Temperaturanstieg. Die pH-Werte waren unverändert. Die Bakterienzahlen hatten im Vergleich mit der ersten Probenahme bei allen vier Proben einen Rückgang, die Pilzzahlen mit Ausnahme von Probe IV dagegen eine, allerdings nur geringe, Zunahme zu verzeichnen.

J u n i 1955

N. : 137,1 mm

Min. : 9,4°C

Max. : 21,5°C

Probe-Nr.	pH	Bakterien (je g Boden)	Pilze (je g Boden)
I	7,1	4 000 000	30 500
II	7,4	2 970 000	21 000
III	5,8	2 920 000	31 000
IV	6,4	1 700 000	19 000

Der Monat Juli wies einen weiteren Niederschlagsrückgang sowie eine geringe Temperaturzunahme auf. Die pH-Werte ergaben im Vergleich mit den vorangehenden Werten nur geringfügige Änderungen. Die Bakterienzahlen stiegen etwa auf die Werte vom Mai an, während die Pilzzahlen mit Ausnahme der Probe III, deren Wert ziemlich konstant blieb, deutlich abnahmen.

A u g u s t 1955

N. : 37,5 mm

Min. : 7,3°C

Max. : 21,0°C

Probe-Nr.	pH	Bakterien (je g Boden)	Pilze (je g Boden)
I	7,0	4 120 000	57 000
II	7,1	4 120 000	37 000
III	6,7	3 400 000	46 000
IV	6,4	2 820 000	27 000

Während die Niederschläge weiterhin zurückgingen, Temperaturen sowie pH-Werte etwa gleichblieben, ist jetzt ein starker Anstieg der Bakterien- und Pilzzahlen zu verzeichnen. Eine Beziehung zwischen den pH-Werten und den Bakterienzahlen war nur gering ausgeprägt. Die Proben I und II zeigten erwartungsgemäß bei neutraler Reaktion höhere Bakterienzahlen als die Proben III und IV bei mehr saurer Reaktion. Zwischen den pH-Werten und den Pilzzahlen bestanden keine Beziehungen.

O k t o b e r 1955

N. : 71,9 mm

Min. : -0,5°C

Max. : 10,3°C

Probe-Nr.	pH	Bakterien (je g Boden)	Pilze (je g Boden)
I	6,9	5 300 000	81 000
II	7,2	2 300 000	43 000
III	6,1	2 550 000	52 000
IV	6,3	3 270 000	35 000

Im Oktober fanden wir noch geringere Niederschläge als im August, außerdem waren weitere Temperaturabfälle zu verzeichnen. Die pH-Werte waren unverändert, die Bakterienzahlen der Proben I bis III waren niedriger und diejenigen von Probe IV etwas höher als im August. Die Pilzzahlen waren bei allen Proben ziemlich angestiegen.

N o v e m b e r 1955

N. : 10,0 mm

Min. : -5,2°C

Max. : 3,9°C

Probe-Nr.	pH	Bakterien (je g Boden)	Pilze (je g Boden)
I	6,9	4 330 000	48 000
II	7,3	2 900 000	11 000
III	5,9	2 470 000	28 000
IV	6,1	2 830 000	24 000

Im November sehr geringe Niederschläge und weiterer Temperaturabfall. Ein Vergleich der vorstehenden Werte mit denjenigen vom Oktober zeigte bei den pH-Werten und den Bakterienzahlen nur geringe Unterschiede, während die Pilzzahlen im november stark abfielen.

Vergleichen wir alle die zu verschiedenen Zeiten des Jahres 1955 erhaltenen Bakterien- und Pilzzahlen, so ergibt sich folgendes:

- 1) Der Keimgehalt war durchweg ein recht geringer,
- 2) die gedüngten Teilstücke haben im Vergleich mit "ungedüngt" eine Abnahme sowohl der Bakterien als auch der Pilze erfahren.

J a n u a r 1956

N. : 43, 2 mm

Min.: -6,3°C

Max.: 0,9°C

Probe-Nr.	pH	Bakterien (je g Boden)	Pilze (je g Boden)
I	6,9	4 300 000	29 000
II	7,3	2 500 000	13 000
III	6,0	1 800 000	19 000
IV	6,2	1 225 000	11 000

Es waren Niederschlagszunahme und Temperaturabfall zu verzeichnen. Die pH-Werte waren etwa die gleichen wie im November 1955. Die Bakterienzahlen der Proben I und II stimmen mit denen vom November 1955 überein, während bei den Proben III und IV ein Rückgang zu verzeichnen war. Auch die Pilzzahlen der Proben I, III und IV waren zurückgegangen, während bei Probe II ein geringer Anstieg erfolgte.

M ä r z 1956

N. : 77,4 mm

Min. : -5,6°C

Max. : 5,8°C

Probe-Nr.	pH	Bakterien (je g Boden)	Pilze (je g Boden)
I	-	4 330 000	22 500
II	-	9 830 000	15 000
III	-	7 000 000	25 000
IV	-	7 330 000	17 500

Im März 1956 erfolgte wiederum eine Zunahme des Niederschlags sowie ein Temperaturanstieg. Während die Bakterienzahl der Probe I mit den vorhergehenden Werten sehr gut übereinstimmte, sind die Werte für die Proben II, III und IV stark angestiegen. Es bahnt sich eine Umkehrung der Verhältnisse an, indem die gedüngten Böden ausloten.

An die Auszählung der Bakterien und Pilze in den Reissacher Proben schlossen sich im März 1956 noch einige andere Untersuchungen an. Bei der Feststellung der Bakterienzahlen bestimmten wir die Aerobier und Anaerobier getrennt. Ebenso wurde bei den Sporenbildern verfahren.

Tabelle 4:

Aerobe und anaerobe Bakterien-
aerobe und anaerobe Sporenbild-
ner (März 1956).

Probe- Nr.	Gesamtbakterienzahl		Sporenbildner	
	aerob	fakult. anaerob	aerob	fakult. anaerob
I	4 330 000	750 000	1 325 000	450 000
II	9 330 000	4000 000	1 700 000	700 000
III	7 000 000	1750 000	1 200 000	425 000
IV	7 330 000	2250 000	1 500 000	550 000

Der Anteil der fakultativen Anaerobier an der Gesamtbakterienzahl war bei Probe I mit 14,8% am geringsten; es folgten die Proben III (20%), IV (23,5%) und II (28,9%). Bei den Sporenbildnern wurde das umgekehrte Verhältnis gefunden, d.h. der Anteil der aeroben und anaeroben Sporenbildner an der Gesamtbakterienzahl war bei Probe I mit 34,9% am höchsten. Die Proben II (17,3%), III (18,6%) und IV (21,4%) zeigten nur ungefähr halb so hohe Werte.

August 1956

N. : 168,9 mm

Min. : 9,0°C

Max. : 22,6°C

Probe- Nr.	pH	Bakterien (je g Boden)	Pilze (je g Boden)
I	7,0	5 350 000	33 600
II	7,2	8 600 000	25 600
III	6,2	8 070 000	24 300
IV	6,3	7 570 000	21 200

Die pH-Werte der Proben hatten sich im August 1956 im Vergleich mit den Werten, die im Januar gemessen worden waren, kaum verändert. Auch die Bakterienzahlen der Proben I-IV zeigten gegenüber den Zahlen vom März nur geringe Unterschiede, während die Pilzzahlen im August höher lagen: ausgenommen Probe III, die unverändert blieb.

Weiterhin wurden im März 1956 in den Reisacher Proben die stärkeabbauenden und fettzersetzen Mikroorganismen bestimmt. Den Fettzersetzer wurde ein gut emulgierter Festagar aus "Standard-Agar II" von Merck unter Zusatz von 1%

Schweineschmalz geboten, der einen pH-Wert von 7,4 aufwies. Nach der Bebrütung wurde der Agar mit einer 20%-igen Kupfersulfatlösung überschichtet. Die Fettspalter waren erkennbar an der Ausbildung eines grünen Hofes (Bildung grüner Kupferseifen infolge Aufzehrung des Glycerins aus dem Fett und Freisetzung der Fettsäuren).

Zur Bestimmung der stärkeabbauenden Mikroorganismen verwendeten wir ebenfalls den "Standard-Agar II" von Merck mit einem Zusatz von 0,02% löslicher Stärke. Nach Bebrüten wurden die Platten mit einer Jod-Jodkaliumlösung übersprüht, wobei sich die Platten blau färben und die stärkeabbauenden Kolonien von einem farblosen Hof umgeben waren.

Tabelle 5:

Stärkeabbauende und fettzersetzende Mikroorganismen in den Reissacher Proben (März 1956).

Probe-Nr.	Stärkeabbauende Organismen	in % der Gesamtkeimzahl	Fettzersetzende Organismen	in % der Gesamtkeimzahl
I	1 500 000	34,6	1 000 000	23,1
II	4 500 000	45,8	1 500 000	15,3
III	3000 000	42,9	1 000 000	14,3
IV	4 000 000	54,6	1 500 000	20,5

Die in Tabelle 5 aufgeführten Zahlen der stärkeabbauenden und fettzersetzenden Mikroorganismen zeigten insofern Ähnlichkeit, als die Werte für diese beiden Gruppen bei den Proben II, III und IV nahe beieinander lagen. Der prozentuale Anteil der Stärkeabbauer war bei allen vier Proben höher als der Anteil der Fettzer-setzer. Probe IV zeigte den höchsten und Probe I den niedrigsten Wert an stärkeabbauenden Mikroorganismen. Die entsprechenden Zahlen für die Proben II und III lagen dazwischen. Bei den fettzersetzenden Mikroorganismen hatte die Probe I den höchsten Anteil, gefolgt von Probe IV. Die entsprechenden Werte für die Proben II und III lagen darunter.

4. Physiologische Untersuchungen.

Nachdem wir nun einen gewissen Einblick in den Mikrobengehalt der zur Untersuchung stehenden Proben erhalten hatten, interessierten auch einige der von den Mikroorganismen im Boden ausgelösten Leistungen, die wir in verschiedenen Umsetzungsversuchen zu erfassen versuchten.

a. Bestimmung der Katalase-Aktivität.

Bereits im Jahre 1811 beobachtete Thénard, daß eine Reihe von tierischen und pflanzlichen Geweben Wasserstoffsuperoxyd unter Sauerstoffentwicklung spalten. Bis zum Jahre 1900 hielt man diese Reaktion untrennbar mit den Lebensvorgängen verbunden. Später zeigten dann Raunittz und Loew, daß die H_2O_2 spaltenden Enzyme (Katalasen) aus der lebenden Substanz extrahiert werden können. Aus Bakterien (*Micrococcus* sp.) versuchten Herbert und Pines eine Katalase zu isolieren.

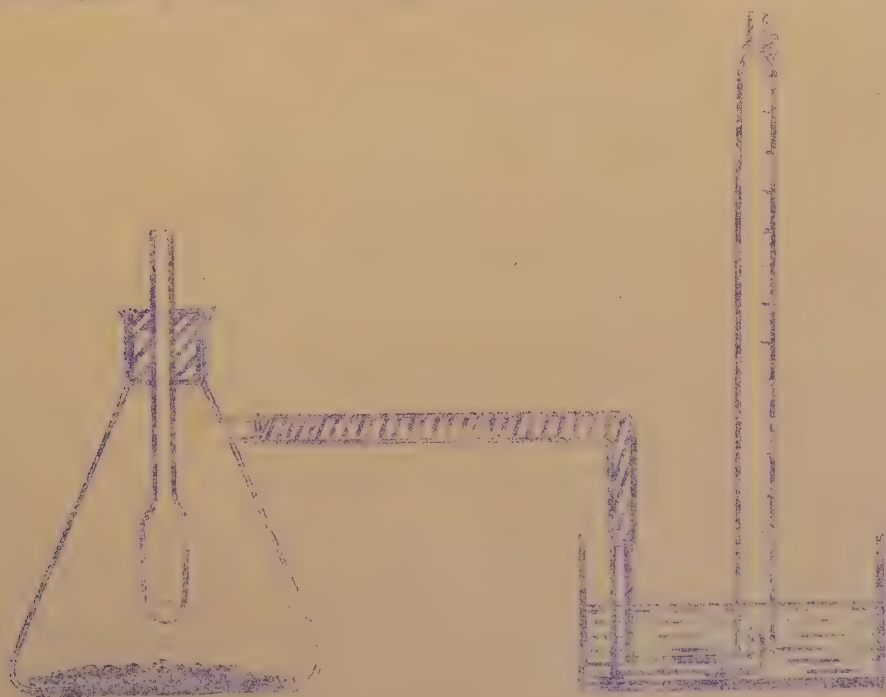
Dem Enzym fällt wahrscheinlich die Aufgabe zu, das Zellgift Wasserstoffsuperoxyd zu zersetzen, das bei gewissen Oxydationen gebildet wird und von den geringsten Mengen zur Vergiftung des Protoplasmas ausreichen. Über die physiologische Bedeutung der Katalase herrscht sonst noch keine völlige Klarheit.

Das bei biologischen Oxydationsvorgängen entstehende H_2O_2 ist immer nur in sehr geringer Konzentration vorhanden, während die Katalase in relativ großer Menge vorliegt. Nach Anschauungen von Theorell bildet sich aus Wasserstoffsuperoxyd und Katalase ein Addukt H_2O_2 -Katalase. Diese Verbindung setzt nicht sogleich Sauerstoff in Freiheit, sondern ist ein kräftiges Oxydationsmittel, das in gleicher Weise wie die Peroxydase an Oxydationsvorgängen beteiligt ist. Die biologische Funktion der Katalase besteht demnach in ihrer Wirkung als Oxydationsferment.

Da die Abspaltung von Sauerstoff aus H_2O_2 durch die Bodenproben nicht allein auf der Tätigkeit der Mikroorganismen beruht, sondern auch von chemischen Faktoren abhängt, ist es

die Versuche entsprechend erweitert. Die Menge des entbundenen Sauerstoffs hängt außer von der Tätigkeit der Mikroorganismen von der vorhandenen organischen Substanz und ferner von dem Eisen- und Mangangehalt des Bodens ab. Neben der Feststellung der Katalaseaktivität der frischen Proben schalteten wir daher in einem zweiten Versuch das Katalaseenzym durch Trocknung bei 105°C aus, wobei nur mehr die katalatische Wirkung organischer und anorganischer Substanzen im Boden verblieb. In einem dritten Versuch wurden auch die organischen Bodensubstanzen durch Glühen der Proben bei 800°C zerstört, sodaß nur noch die Katalasewirkung des anorganischen Materials vorlag. Auf diese Weise sollte ein Einblick in das Verhalten einzelner Komponenten des untersuchten Materiales im Hinblick auf die Katalaseaktivität gewonnen werden.

Quantitativ wird die Wirksamkeit der Katalase gewöhnlich durch die Menge des aus dem H_2O_2 frei werdenden Sauerstoffs auf gasvolumetrischen Wege gemessen. Wir benutzten für unsere Untersuchungen die in Abb. 2 skizzierte Apparatur. Die 250 ccm fassende Erlenmeyerkolben, die an ihrem Halse ein seitliches Ansatzrohr haben, wurden mit einem Gummischlauch verbunden. Dieser trug am freien Ende eine U-förmig gebogene Glasröhre, die leicht unter ein Eudiometerrohr gesetzt werden konnte, das in eine Reaktionschale hineintragte. Als Absperrflüssigkeit diente 5%-ige Natriumsulfatlösung.



Zur Bestimmung der Katalaseaktivität setzten wir nach der Vorschrift von S c h a r r e r zu je 5 g der frischen Bodenproben 15 ccm einer 3%-igen H_2O_2 -Lösung und stellten den in einer Stunde freiwerdenden Sauerstoff in Intervallen von 15 Minuten fest. Als Kontrolle dienten 15 ccm 3%-ige H_2O_2 -Lösung ohne Boden. Entsprechende Versuche führten wir auch mit den sterilisierten und geglühten Proben durch. Während der Versuchsdauer wurden die mit den Bodenproben und H_2O_2 -Lösung beschickten Kolben mehrmals gut durchgeschüttelt, um für eine möglichst weitgehende Verteilung des Bodens zu sorgen.

In der folgenden Tabelle sind die bei der Untersuchung im August 1955 von den frischen, sterilisierten und geglühten Reisacher Proben in Intervallen von 15 Minuten abgegebenen Sauerstoffmengen aufgeführt.

Tabelle 6:

Die in Intervallen von 15 Minuten von den frischen, sterilisierten und geglühten Reisacher Proben abgegebenen Sauerstoffmengen (August 1955).

Monat	Probe-Nr.	nach Minuten	frische Probe ccm O_2		sterilisierte Probe ccm O_2		geglühte Probe ccm O_2	
			Einzelwerte		Einzelwerte		Einzelwerte	
Aug. 1955	I	15	171,2	162,8	85,6	75,4	32,6	30,1
		30	21,7	21,4	7,9	9,5	9,4	11,3
		45	3,2	2,0	-	3,1	3,8	6,8
		60	-	2,3	-	-	-	1,2
			196,1	188,5	93,5	87,9	45,8	49,4
	II	15	169,9	161,3	64,3	68,5	29,7	26,5
		30	6,2	5,4	25,8	24,3	10,0	9,1
		45	0,4	3,0	10,6	11,3	4,5	5,4
		60	-	-	-	3,2	1,4	1,6
			176,5	169,7	100,7	107,3	45,6	42,6
	III	15	150,7	153,0	60,7	63,1	24,1	25,0
		30	15,1	15,9	22,6	20,9	9,7	12,9
		45	2,4	7,6	6,2	7,5	3,1	3,0
		60	1,1	-	-	2,6	-	0,4
			169,3	176,5	89,5	94,1	36,9	41,4
	IV	15	165,2	158,1	54,8	52,3	20,8	23,8
		30	10,9	9,5	33,2	40,9	14,3	12,5
		45	1,7	1,9	11,8	9,7	4,6	2,0
		60	-	1,3	1,2	3,0	1,2	-
			177,8	170,8	101,0	105,9	40,9	37,7

Aus der Tabelle ist ersichtlich, daß bei den frischen, wie auch bei den sterilisierten und geglühten Proben die Hauptmenge des Sauerstoffes in den ersten fünfzehn Minuten abgespalten und die Abspaltung größtenteils nach 45 Minuten beendet war.

Die Tabelle 7 zeigt die im August 1955, November 1955 und August 1956 von den frischen, sterilisierten und geglühten Reisacher Proben in einer Stunde aus 15 ccm H_2O_2 -Lösung freigesetzten Sauerstoffmengen.

Tabelle 7:

Sauerstoffentwicklung aus den frischen, sterilisierten und geglühten Reisacher Bodenproben.

Monat	Probe-Nr.	frische Probe		steril. Probe		geglühte Probe		durch Mikroben bedingte O_2 -Entwicklung	
		ccm O_2		ccm O_2		ccm O_2		ccm O_2	
Aug. 1955	I	188,5	192,3	87,9	90,2	45,8	47,6	100,6	101,6
		196,1		93,5		49,4		102,6	
	II	169,7	173,1	107,3	104,0	45,6	44,1	62,4	69,1
		176,5		100,7		42,6		75,8	
	III	169,3	172,6	89,5	91,8	36,9	39,1	79,8	81,1
		176,5		94,1		41,3		82,4	
	IV	170,8	174,3	101,0	103,4	40,1	38,9	69,8	70,7
		177,8		105,9		37,7		71,9	
Nov. 1955	I	159,8	156,7	88,7	90,9	37,9	36,3	71,1	65,8
		153,6		93,1		34,7		60,5	
	II	156,9	160,2	101,1	98,4	51,0	43,5	55,8	61,8
		163,5		95,7		46,0		67,8	
	III	148,7	150,8	95,3	94,0	42,5	41,3	53,4	56,8
		152,9		92,7		40,1		60,2	
	IV	156,1	153,0	105,0	107,0	32,5	33,9	51,1	45,7
		149,9		109,6		35,3		40,3	
Aug. 1956	I	165,0	168,4	100,1	97,6	42,6	43,9	64,9	70,8
		171,8		95,1		45,2		76,7	
	II	193,1	196,8	109,7	102,1	37,2	39,8	83,4	84,7
		200,5		114,5		42,4		86,0	
	III	212,3	215,8	93,8	105,9	44,0	46,4	108,5	109,9
		219,3		98,0		48,8		111,3	
	IV	182,3	185,5	99,3	101,5	41,7	42,5	83,0	84,0
		188,7		103,7		43,3		85,0	

Wie oben bereits ausgeführt, ergab sich die Gesamtkatalaseaktivität der Bodenproben aus der Tätigkeit der Mikroben und der katalytischen Wirkung der organischen und anorganischen Bodenbestandteile. Es bedeuten demnach z.B. bei Probe I für August 1955

a. frische Probe = 192,3 ccm O_2 = durch Mikroben + organ. + anorgan. Substanz entwickelte O_2 -Menge.

b. sterilisierte Probe = 90,2 ccm O_2 = durch organ. + anorgan. Substanz (ohne Mikroben) entwickelte O_2 -Menge.

c. geglühte Probe = 47,6 ccm O_2 = durch anorgan. Substanz allein (ohne organ. Substanz und ohne Mikroorganismen) entwickelte O_2 -Menge.

In der letzten Spalte der Tabelle 7 sind die durch den Katalasegehalt der mikroben bedingten Sauerstoffwerte angegeben, die sich als Differenz zwischen den Werten der frischen und sterilisierten Probe errechneten und als "biologische Katalaseaktivität" bezeichnet werden können.

Um einen Einblick in die Beziehung zwischen der Katalaseaktivität und der Keimzahl des Bodens zu bekommen, wurden die Bakterien- und Pilzzahlen mit den Werten der "biologischen Katalaseaktivität" verglichen.

Tabelle 8:

Vergleich der Bakterien- und Pilzzahlen mit der "biologischen Katalaseaktivität" (in % der Gesamtkatalaseaktivität).

Monat	Probe-Nr.	Bakterien (je g Boden)	Pilze (je g Boden)	Biolog. Katalaseaktivität in %
Aug. 1955	I	6 120 000	57 000	52,8
	II	4 120 000	37 000	39,9
	III	3 400 000	46 000	46,9
	IV	2 820 000	23 000	40,6
Nov. 1955	I	4 330 000	43 000	41,9
	II	2 900 000	11 000	38,6
	III	2 470 000	28 000	37,7
	IV	2 830 000	24 000	29,9
Aug. 1956	I	5 350 000	33 600	41,4
	II	8 600 000	25 600	48,1
	III	8 070 000	24 300	50,9
	IV	7 570 000	21 500	45,3

Aus der Tabelle 8 ist ersichtlich, daß sich im August 1955 bei Probe I höchste Bakterien- und Pilzzahl und stärkste biologische Katalaseaktivität fanden. Probe IV zeigte mit niedrigster Bakterien- und Pilzzahl neben Probe II, deren Keimzahlen wesentlich höher lagen, die geringste Aktivität. Die entsprechenden Werte für die Probe III lagen dazwischen. Das bedeutet, daß hier weniger aktive Bakterien vorhanden waren. Auch im November 1955 ergaben sich ähnliche Beziehungen, insofern als wieder Probe I höchste Bakterien- und Pilzzahl und stärkste Aktivität zeigte. Die entsprechenden Werte für die Proben II, III und IV lagen darunter, wobei die Aktivitätswerte im Vergleich zu den Bakterienzahlen etwas weiter auseinanderlagen. Eine Beziehung zwischen den Pilzzahlen und der Katalaseaktivität bestand nicht. Im August 1956 entsprachen bei den Proben II und III der stärksten biologischen Aktivität die höchsten Bakterienzahlen, während die Pilzzahlen von Probe I bis IV abfielen und zur Aktivität keine Beziehung zeigten. Probe I wies bei geringster Aktivität die niedrigste Bakterien-, aber die höchste Pilzzahl auf. Die Werte für Probe IV lagen, ihrer Bakterienzahl und Aktivität entsprechend, zwischen denjenigen der Proben I und II.

Im allgemeinen ergab sich keine ausgesprochene Parallelität zwischen Keimzahl und H_2O_2 -Zersetzung durch die Bodenproben. Eine gewisse Übereinstimmung zwischen Katalaseaktivität und Bakterienzahlen ist wahrscheinlich darauf zurückzuführen, daß der Bakteriengehalt der Proben wesentlich über den Pilzzahlen lag und deren Aktivität somit von derjenigen der Bakterien überdeckt wurde. Jedenfalls war kein Zusammenhang zwischen den Pilzzahlen und der katalatischen Kraft des Bodens erkennbar.

Neben der Bestimmung der Katalaseaktivität der Proben suchten wir auch einen Einblick zu gewinnen in die Tätigkeit der sich im Boden findenden Urease. Dies geschah durch Zusatz von 1% Harnstoff, d.h. 500 mg Harnstoff pro 50 g Boden. Die Harnstoffspaltung wurde in Intervallen von 3, 7 und 10 Tagen mittels der von den Bodenproben entwickelten CO_2 -Mengen verfolgt.

Die bakterielle Aufspaltung des Harnstoffes, des Diamids der Kohlensäure, geht auf Grund der Ureasewirkung nach folgender Gleichung vonstatten: $\text{CO}(\text{NH}_2)_2 + \text{H}_2\text{O} \longrightarrow 2 \text{NH}_3 + \text{CO}_2$.

Es liegt im Harnstoff keine veratembare Kohlenstoffquelle vor; wir müssen uns fragen, ob das gleichzeitig entstehende NH_3 nicht unsere Titrationsergebnisse stört. Da wir in der vorgelegten Barytlauge eine stark alkalische Flüssigkeit bieten, wird zunächst wohl nur CO_2 als Säureanhydrid chemisch gebunden. Mit abnehmender Alkalität der Lösung wird sich aber auch das hohe Lösungsbestreben des Ammoniak in der Flüssigkeit bemerkbar machen.

In Tabelle 9 sind zunächst die von den Bodenproben nach Harnstoffzugabe zusätzlich entwickelten CO_2 -Mengen (Differenz aus dem nach Zugabe von Harnstoff gebildeten CO_2 und dem bodenbürtigen CO_2) aufgeführt, wobei alle Werte auf die Probe I bezogen sind, deren CO_2 -Mengen gleich 1 gesetzt wurden.

Tabelle 9:

Nach Zugabe von Harnstoff zusätzlich von den Bodenproben entwickelte CO_2 -Mengen (Werte für die Probe I = 1).

Probe-Nr.	Juli - August 1955 nach			Oktober - November 1955 nach		
	3.	7	10 Tagen	3	7	10 Tagen
I	1	1	1	1	1	1
II	0,85	0,86	0,87	0,86	0,85	0,74
III	0,91	1	0,78	0,67	0,96	0,84
IV	0,91	1	0,95	0,74	0,93	0,92
	März 1956			August 1956		
I	1	1	1	1	1	1
II	1,2	1,1	1	1,2	1	1,2
III	0,89	0,81	0,88	1,4	1,2	1,3
IV	0,85	0,83	0,77	1,2	0,93	1,2

Während der einzelnen Untersuchungsperioden ergab sich folgendes: Im Juli/August 1955 zeigten die Proben II, III und IV im Vergleich zu Probe I niedrigere CO_2 -Werte, was auch für die CO_2 -Bestimmung im Oktober/November 1955 galt. Im allgemeinen folgte auf einen Anstieg der CO_2 -Werte vom 3. zum 7. Tag ein geringer Abfall vom 7. zum 10. Tag.

Im März 1956 lag Probe II in der CO_2 -Entwicklung um einen geringen Betrag über dem Wert der Probe I, während Probe III und IV noch darunter lagen.

Im August 1956 war die CO_2 -Entwicklung der Proben II, III und IV größer als die der Probe I, was wahrscheinlich auf den starken Anstieg der Bakterienzahlen zurückzuführen ist.

Aus Gründen der oben angestellten chemischen Überlegung möchten wir im Falle der Harnstoffzersetzung den am 3.Tag gewonnenen Werten eine höhere Bedeutung als denjenigen vom 7. und 10.Tag zuschreiben, da sich über längere Zeit Störungen durch Ammoniak immer mehr bemerkbar machen können.

Vergleichsuntersuchungen mit anderen Bodenproben ergaben, daß sich in den lange Zeit ungedüngten Reisacher Parzellen wahrscheinlich weniger Substanzen finden, welche die Ureaseaktivität der in diesem Boden befindlichen Mikroben anregen bzw. eine diesbezüglich wirksame Mikroflora ausbilden.

IV. Die Wirkung des Zusatzes organischer Substanzen (Zellulose, Stärke, Glukose, Asparagin, Pepton), gemessen an den nach 3, 7 und 10 Tagen von den Bodenproben abgegebenen CO_2 - und NH_3 -Mengen.
Einführung eines "biologischen Aktivitäts-Koeffizienten" zur Beurteilung der Bodenaktivität.

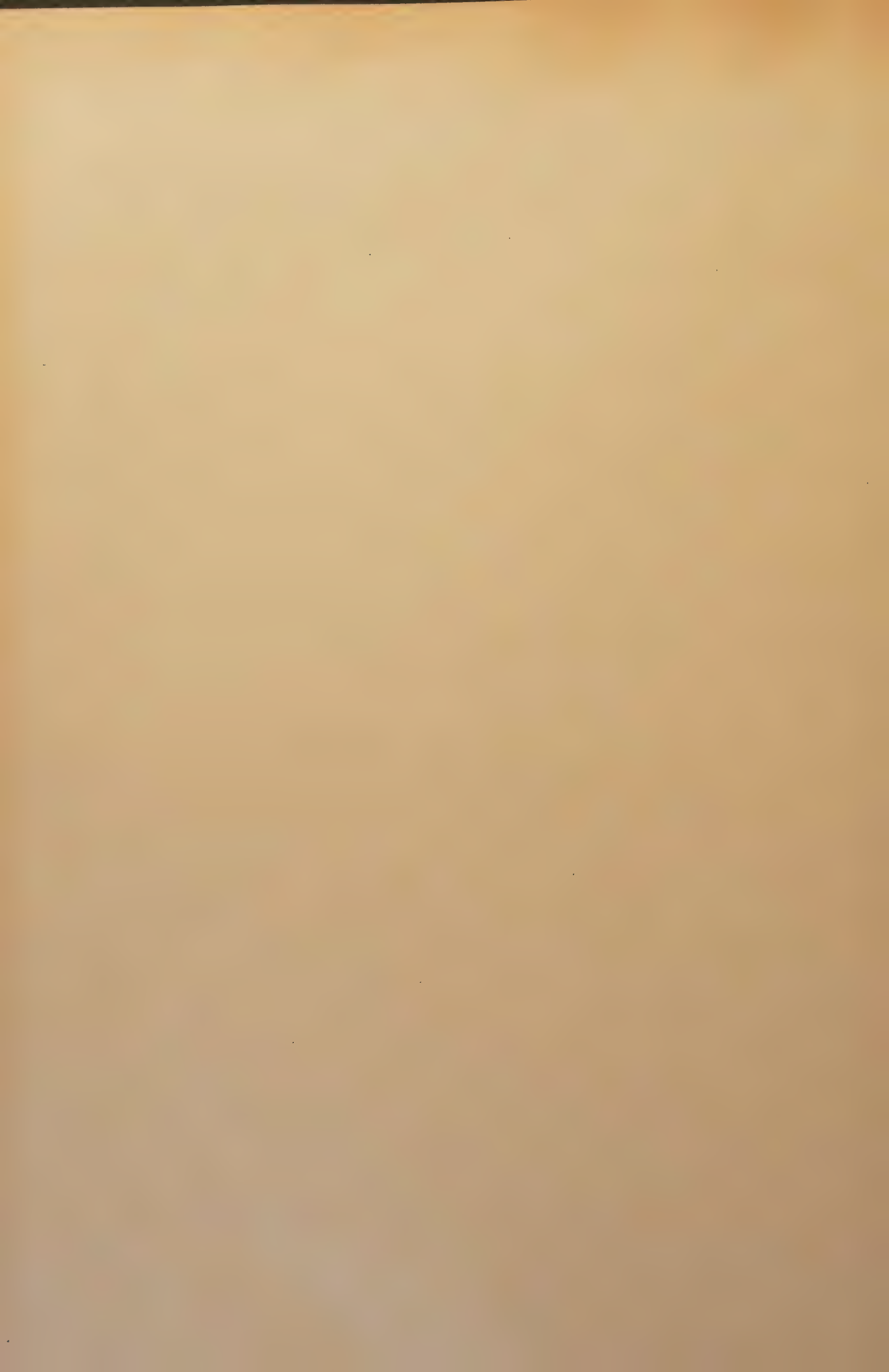
Einen starken Einfluß auf die Biodynamik des Bodens übt vor allem der Zellulose- und Eiweißabbau aus. Die Zersetzung der Zellulose, des Hauptbestandteiles der Zellwände der höheren Pflanzen, ist ein wesentliches Glied in der Kette der mikrobiologischen Bodenprozesse und der Humifizierung. Die daran beteiligten Mikroorganismen führen den Kohlenstoff der Zellulose unter den jeweils herrschenden Bedingungen als Methan, organische Säuren und Kohlendioxyd in den Kreislauf der Stoffe zurück. Winogradski betrachtete auf Grund von Ähnlichkeiten zwischen chemisch dargestellter Oxy-

zellulose und mikrobiell zersetztem Filtrierpapier die erste Stufe des Zelluloseabbaues als einen oxydativen Eingriff. N o r m a n und Mitarbeiter konnten in ihren späteren Untersuchungen nie Oxyzellulose als Produkt des Zelluloseabbaues nachweisen. Vielmehr wird die Zellulosezersetzung durch Hydrolyse eingeleitet, die bis zur Bildung löslicher Oligosaccharide führt, deren Charakter von der Art der beteiligten Mikroorganismen abhängt. Die gebildeten Zucker treten in die Mikrobenzellen ein und werden dort weiter dissimiliert. Im Gegensatz zu den Bakterien ist bei den Pilzen (Trichoderma, Chaetomium, Aspergillus) die Bildung von Fermenten zum Abbau hochmolekularer Verbindungen viel allgemeiner verbreitet. Der Zelluloseabbau durch Pilze verläuft meist aerob und sehr langsam, ist aber dafür nicht an höhere Temperaturen gebunden wie bei den Bakterien.

O m e l i a n s k i hat den Zelluloseabbau unter aeroben Bedingungen quantitativ verfolgt und Essig-, Butter-, Valeriansäure, Methan und Kohlendioxyd nachgewiesen.

K h o u v i n e fand Essig- und Buttersäure, Äthylalkohol, Wasserstoff und Kohlendioxyd. I m s h e n e t z k i wies Glukose als Spaltprodukt bei der anaeroben Zellulosezersetzung nach. Als weitere Abbauprodukte stellte er Alkohol, Essig-, Butter-, Ameisensäure, Wasserstoff und Kohlendioxyd fest. Über die an diesem Abbau beteiligten Enzyme ist noch relativ wenig bekannt. P r i n g s h e i m nahm zwei hydrolytische Enzyme, Zellulase und Zellobiase, an. Aus Aspergillus oryzae konnte ein Enzym isoliert werden, das Polysaccharide vom Typ der Zellulose zu Oligosacchariden hydrolysiert.

Unter den Abbauprodukten kommt dem Kohlendioxyd besondere Bedeutung zu, da es nicht nur bei den autotrophen, sondern auch im Stoffwechsel der heterotrophen Mikroorganismen eine Rolle spielt. Die erste diesbezügliche Beobachtung machte N o w a k , der feststellte, daß die Anwesenheit von Kohlendioxyd die Kultur von Brucella abortus erleichtert. Später konnten R i p p e l und B o r t e l s nachweisen, daß das Kohlendioxyd für eine Reihe von Mikroorganismen lebenswichtig ist und daß das Fehlen dieses Gases zu



dioxyd aus dem flüssigen Medium durch Einleiten eines kohlendioxydfreien Luftstromes bei zahlreichen Bakterien eine vollständige Wachstumshemmung hervorruft.

W o o d und W e r k m a n wiesen nach, daß bei der Gärung von Glycerin durch Propionsäurebakterien Kohlendioxyd aufgenommen wird. F o s t e r und Mitarbeiter zeigten, daß die Pilze *Rhizopus nigricans* und *Aspergillus niger* in einem $C^{11}O_2$ -haltigen Medium Glukose in Fumarsäure und Zitronensäure umwandeln, wobei C^{11} nur in den Karboxylgruppen nachgewiesen werden kann. Weiterhin ergab sich, daß die Menge der durch *Escherichia coli* gebildeten Bernsteinsäure vom Kohlendioxyddruck abhängig ist. W o o d und W e r k m a n zeigten, daß der Verbrauch an Kohlendioxyd der Menge der gebildeten Bernsteinsäure annähernd äquimolekular ist.

H e s stellte fest, daß die Reduktion von Methylenblau durch verschiedene Mikroorganismen gehemmt wird, wenn man das Kohlendioxyd entfernt. Nach R i p p e l und B o r t e l s werden Schimmelpilze durch Kohlendioxyd in ihrem Wachstum begünstigt.

Ein weiterer wichtiger Vorgang ist der Abbau von Eiweißsubstanzen im Boden, bei dem der organisch gebundene Stickstoff durch die ammonifizierenden Organismen letzten Endes in Ammoniak umgewandelt wird.

Der Abbau organischer Stickstoffverbindungen ist für die höhere Pflanze, die auf Ammoniak und Nitrat angewiesen ist, von großer Bedeutung. Ein Teil des gebildeten Ammoniak wird im Boden gebunden (Neutralisierung von Säuren), ein weiterer Teil wird von Mikroorganismen zur Synthese ihres Zellmaterials verbraucht, ein Teil wird durch die nitrifizierenden Organismen oxydiert und schließlich wird ein noch überschüssiger Teil an die Atmosphäre abgegeben. Als Zerfallsprodukte von Eiweißsubstanzen konnten schon frühzeitig Aminosäuren (Arginin, Lysin, Alanin, Glutaminsäure) im Boden festgestellt werden. H a c c o n d e r fand später Serin, Phenylalanin, Tyrosin und Tryptophan. Beim mikrobiellen Aminosäuren-Abbau erfolgt nach J a n k o erstmalig Abspaltung von CO_2 unter Verkürzung der Kohlenstoffkette (Dehydroxylierung) und zum andern Abspaltung von NH_3 (Desaminierung).

Der Abbau der Aminosäuren durch Mikroorganismen verläuft mit verschiedener Intensität. Es hat sich ganz allgemein gezeigt, daß die Aminoökarkbonsäuren (Glutamin- und Asparaginsäure) und auch Asparagin schneller und leichter angegriffen werden als die Aminomonokarkbonsäuren.

Die beiden vorstehend kurz skizzierten Prozesse der CO_2 - und NH_3 -Abspaltung aus organischer Materie sind keine genaue Gradmesser für die Energie, mit welcher der Abbau organischer Stoffe im Boden vor sich geht.

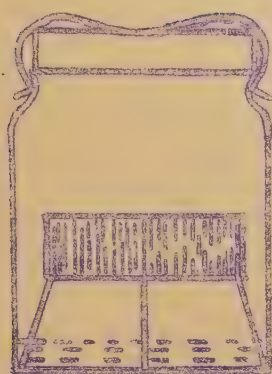
Die im allgemeinen als "Bodenatmung" bezeichnete Abgabe von CO_2 wird in vielen Arbeiten gekennzeichnet durch die Angabe der Anzahl mg CO_2 , die von einer bestimmten Bodenmenge in einer bestimmten Zeitspanne abgegeben werden. Meist werden die freiwerdenden mg CO_2 (entsprechend auch mg NH_3) auf 100 g Boden und einen Zeitraum von 6 Tagen bezogen. Bei den vorliegenden Versuchen diente als Bezugsgröße der biologischen Umsetzung nicht eine bestimmte Bodenmenge (die aber auch stets gleich groß gehalten wurde), sondern die dargestellte Energiequelle. Dadurch kommt der biologische Charakter dieser Abbauvorgänge deutlicher zum Ausdruck.

Bei unseren Untersuchungen bedienten wir uns im wesentlichen der von I s e r m e y e r angegebenen CO_2 -Methode.

Bei der Bestimmung der freiwerdenden CO_2 - und NH_3 -Mengen wurde einheitlich verfahren. Einmal wurde das von den Bodenproben im Naturzustand an die Atmosphäre abgegebene CO_2 bzw. NH_3 bestimmt und in einem zweiten Ansatz erfolgte die gleiche Bestimmung nach Zusatz von 1% organischer Substanz. Die Differenz aus dem nach Zugabe organischer Substanz gebildeten CO_2 bzw. NH_3 und dem bodenbürtigen CO_2 bzw. NH_3 ergibt das durch die Zersetzung der organischen Substanz gebildete CO_2 bzw. NH_3 , welche auf titrimetrischem Wege bestimmt wurden.

Für die Versuche wurden je 50 g der Bodenproben in Deckel von Petrischalen eingewogen. Diese wurden auf Dreifüße gestellt, welche in Weckgläsern standen (Abb.3).

Abb. 3



Zur Bildung des CO_2 bzw. NH_3 wurden in den vollkommen dicht verschlossenen Weckgläsern am Boden entsprechende Mengen von 0,1 n $\text{Ba}(\text{OH})_2$ zur Bindung von CO_2 , bzw. n/50 H_2SO_4 zur Bindung von NH_3 vorgelegt. Die auf diese Weise hergerichteten Weckgläser standen während der Versuchszeit im Laboratorium bei einer Temperatur von 19-21°C. Nach 3, 7 und 10 Tagen

wurde das nicht verbrauchte $\text{Ba}(\text{OH})_2$ mit 0,1 n Hcl (Phenolphthalein als Indikator) und die nicht verbrauchte H_2SO_4 mit n/50 NaOH (Methylrot als Indikator) rücktituliert.

Zur Berechnung:

1 ccm verbrauchter 0,1 n $\text{Ba}(\text{OH})_2$ entspricht 2,2 mg CO_2 .

1 ccm verbrauchter n/50 H_2SO_4 entspricht 0,34 mg NH_3 .

Als "biologischer Aktivitäts-Koeffizient" wird dann der Quotient $(m_{\text{CO}_2}/m_{\text{C}}) \cdot 100$ bezeichnet, wobei m_{CO_2} die gebildeten CO_2 -Mengen in mg und m_{C} den in der zugegebenen organischen Substanz enthaltenen Kohlenstoff in mg bedeuten. Das gleiche gilt für die Zersetzung von Asparagin und Tryptophan. Hier errechnet sich der biologische Aktivitäts-Koeffizient aus den nach 3, 7 und 10 Tagen gebildeten Ammoniakmengen zu $(m_{\text{NH}_3}/m_{\text{N}}) \cdot 100$, wobei m_{NH_3} die gebildeten Ammoniakmengen in mg und m_{N} den im Asparagin und Tryptophan enthaltenen Stickstoff bedeuten.

Die folgenden Tabellen geben einen Überblick über die bei Zusatz organischer Substanz zu den Peptischen Proteinen erhaltenen Ergebnisse. In den Tabellen sind nur die nach 3, 7 und 10 Tagen zusätzlich durch die Zersetzung der organischen Substanzen freiwerdenden CO_2 -bzw. NH_3 -Mengen aufgeführt als Differenz aus

mg CO_2 (bzw. NH_3) Zusatz org. Substanz - mg CO_2 (bzw. NH_3) Kontroll

Es soll deshalb berichtet für April und 1950 über die Ergebnisse

Zellulose und Pepton gezeigt werden, wie diese Werte zustande kamen. Entsprechendes gilt für die anderen Substanzen und Proben.

Tabelle 10:

Die von den natürlichen Proben und nach Zusatz von Zellulose bzw. Pepton entwickelten CO_2 - bzw. NH_3 -Mengen (Juli 1955).

Probe I	nach Tagen	3	7	10	15	21
Zell.-Zusatz		25,9	47,9	62,8	73,8	96,7
Kontrolle		21,5	40,7	51,3	56,0	73,2
zusätzl. CO_2		4,4	7,2	11,5	17,8	23,5
Probe II	nach Tagen	3	7	10	15	21
Zell.-Zusatz		27,4	45,2	46,2	63,6	80,0
Kontrolle		24,2	37,4	40,9	55,7	65,9
zusätzl. CO_2		3,2	3,8	5,3	7,9	14,1
Probe III	nach Tagen	3	7	10	15	21
Zell.-Zusatz		22,0	39,8	52,6	72,4	77,9
Kontrolle		19,8	36,8	48,8	66,3	67,5
zusätzl. CO_2		2,2	3,0	3,8	6,1	10,4
Probe IV	nach Tagen	3	7	10	15	21
Zell.-Zusatz		16,1	38,0	55,2	60,7	73,3
Kontrolle		13,0	32,0	45,7	49,4	58,3
zusätzl. CO_2		3,1	6,0	9,5	11,3	15,0
Probe I	nach Tagen	3	7	10	15	21
Pepton-Zus.		2,4	3,5	6,0	9,4	11,5
Kontrolle		0,6	1,1	1,4	2,2	2,3
zusätzl. NH_3		1,8	2,4	4,6	7,2	9,2
Probe II	nach Tagen	3	7	10	15	21
Pepton-Zus.		1,4	3,7	6,7	8,3	10,5
Kontrolle		0,5	1,0	1,5	2,1	2,4
zusätzl. NH_3		0,9	2,7	5,2	6,2	8,1
Probe III	nach Tagen	3	7	10	15	21
Pepton-Zus.		1,5	4,3	6,3	8,3	8,9
Kontrolle		0,3	1,4	0,6	1,7	2,2
zusätzl. NH_3		1,2	2,9	5,7	6,6	6,7
Probe IV	nach Tagen	3	7	10	15	21
Pepton-Zus.		1,5	3,5	4,1	9,2	11,2
Kontrolle		0,4	0,7	1,0	1,5	2,2
zusätzl. NH_3		1,1	2,8	3,1	7,6	9,0

Im Versuch Juli 1955 ergab sich, daß von den vier Reisacher Proben innerhalb eines Zeitraumes von 21 Tagen aus 500 mg

zugefügter organischer Substanz durchschnittlich folgende CO_2 -bzw. NH_3 -Mengen zusätzlich abgegeben wurden:

500 mg Zellulose	erzielten eine Abgabe von durchschnittl. 16 mg CO_2
500 mg Stärke	" " " " " 36 "
500 mg Glukose	" " " " " 153 "
500 mg Pepton	" " " " " 8,5 mg NH_3
500 mg Asparagin	" " " " " 17,5 "

Die aus Zellulose, Stärke und Glukose entwickelten CO_2 -Mengen verhielten sich demnach wie 1:2:9,5, d.h. auch hieraus geht hervor, daß die Glukose im Vergleich zu Zellulose und Stärke bedeutend leichter angreifbar ist. Die Stärke wurde wohl besser veratmet als die Zellulose, die beiden Werte lagen im Vergleich zur Glukose aber infolge der chemischen Verwandtschaft von Zellulose und Stärke näher beieinander.

Entsprechendes galt für die Abspaltung von Ammoniak aus Pepton und Asparagin, wo sich die gebildeten NH_3 -Mengen wie 1:2 verhielten, d.h. Asparagin leichter als Pepton angegriffen wurde. Dabei ist allerdings noch zu bedenken, daß Asparagin pro Molekül auch zwei NH_2 -Gruppen besitzt.

Z u s a t z v o n Z e l l u l o s e.

(Zellulosepulver zur Chromatographie von Merck)

Den frischen Proben wurden jeweils 500 mg (=1%) Zellulosepulver zugesetzt. Mit dieser Menge branden wir 752,2 mg Kohlenstoff in den Boden, woraus sich bei vollständiger Veratmung 815,5 mg CO_2 bilden würden. Es zeigte sich, daß bei allen vier Reissacher Proben nach 10 Tagen nur sehr geringe Mengen CO_2 , die aus der Zersetzung der Zellulose stammten, gebildet wurden. Aus dieser zusätzlich durch die Zellulosezersetzung freigesetzten Kohlendioxid wurden die Aktivitäts-Koeffizienten (AK_Z) nach folgender Formel berechnet:

$$\text{AK}_Z = (m_{\text{CO}_2} / m_{\text{C}}) / 100 = m_{\text{CO}_2} / 100$$

z. B. = 16 mg CO_2 / 160 mg C = 0,1
in der angegebenen Zellulose-Menge
abgegebenes Kohlendioxid
= 0,1 %

Tabelle 11:

Aktivitäts-Koeffizienten (AK_Z) nach Zusatz von Zellulose.

Probe-Nr.	nach Tagen	1955 Juli	Aug.	Okt.	Nov.	1956 Jan.	März	Aug.
I	3	2,0	2,3	3,2	1,9	1,4	2,7	3,1
	7	3,2	4,1	6,4	4,8	3,8	4,9	5,1
	10	5,2	4,7	7,1	5,1	4,2	6,2	6,5
II	3	1,4	1,3	1,8	0,9	1,2	1,9	2,9
	7	1,7	2,4	3,4	1,3	1,1	2,7	5,5
	10	2,4	2,3	4,3	1,7	2,2	4,2	5,9
III	3	1,0	2,2	2,3	0,6	1,0	3,6	3,3
	7	1,3	2,8	4,4	1,8	3,2	4,5	4,7
	10	1,2	3,2	4,9	2,0	3,0	5,2	6,7
IV	3	1,4	1,6	2,4	1,1	1,4	3,9	3,4
	7	2,7	2,9	4,3	1,4	2,8	5,5	4,3
	10	4,3	3,9	5,5	2,4	4,2	6,2	5,9

Bei dem Vergleich der biologischen Aktivitäts-Koeffizienten bezüglich des Zelluloseabbaues fanden wir innerhalb der vier Reisacher Proben eine recht gute Übereinstimmung mit den Gesamtkeimzahlen. Am aktivsten war Probe I, auf die mit etwas geringerer Aktivität die Proben IV und III folgten. Die geringste Aktivität zeigte Probe II. Parallel zu den bei den Bakterien und Pilzen auftretenden Maxima (Oktober 1955, August 1956) und Minima (Januar 1956) stieg der Aktivitäts-Koeffizient vom Juli bis Oktober 1955 an, fiel bis Januar 1956 ab und stieg vom Januar bis August 1956 wieder an.

Zusatz von Selen

Den gleichen Proben wurden 500 mg (500 Stöcke) zugesetzt. Hier zeigte sich gleiches Verhalten wie bei der Zellulose, d. h. die mit dieser Menge in 100 g Boden gebrachte 227,2 mg Kohlenstoff wurden bei vollständiger Veratmung 815,7 mg CO_2 lieferten.

Die Aktivitäts-Koeffizienten von AK_Z nach Zusatz von Selen verhielten sich wie bei der Zelluloseabbaueigenschaft.

Es ist also festzustellen, dass

Tabelle 12: Aktivitäts-Koeffizienten (AK_{St}) nach Zusatz von Stärke.

Probe-Nr.	nach Tagen	1955 Juli	Okt.	1956 Jan.	März	Aug.
I	3	5,0	5,4	4,9	8,7	7,0
	7	9,3	11,0	8,5	11,7	9,5
	10	10,0	12,2	10,7	14,9	13,2
II	3	3,4	4,1	2,8	10,3	5,9
	7	6,4	7,6	4,7	11,0	8,2
	10	8,7	11,3	7,8	12,7	11,6
III	3	3,7	4,2	3,2	6,0	5,2
	7	7,4	8,0	6,5	9,1	7,6
	10	8,9	11,6	8,2	10,6	10,4
IV	3	4,6	5,3	5,3	6,5	6,8
	7	6,4	7,8	5,9	8,8	10,1
	10	9,3	10,4	9,5	10,9	11,9

Wie beim Zelluloseabbau zeigte sich auch bei der Zersetzung der Stärke durch die Bodenmikroben bei Probe I die höchste Aktivität, während die Proben II, III und IV etwas geringere Aktivität aufwiesen. Auch die beim Zelluloseabbau gefundenen Maxima und Minima in Abhängigkeit von den Keimzahlen fanden sich hier wieder.

Zusatz von Glukose.

Mit der Zugabe von 500 mg (=1%) Glukose wurden der Probe 200 mg Kohlenstoff zugeführt, die bei vollständiger Verbrennung 733,3 mg CO_2 ergeben würden. Der Aktivitäts-Koeffizient berechnet sich hier zu $AK_G = \frac{m_{CO_2}}{m_{Gl}} \cdot 0,5$

Tabelle 13:

Aktivitäts-Koeffizienten (AK_G) nach Zusatz von Glukose.

Probe-Nr.	nach Tagen	1955 Juli	Okt.	1956 Jan.	März	Aug.
I	3	42,9	41,5	55,8	44,6	48,7
	7	71,1	96,8	55,7	92,2	90,1
	10	77,8	100,7	82,4	100,2	105,3
II	3	36,7	43,1	42,0	48,7	51,7
	7	64,3	75,6	65,0	90,2	95,2
	10	75,0	81,7	75,3	107,5	110,9
III	3	33,2	40,7	35,2	45,4	46,0
	7	43,4	52,5	43,5	68,4	77,0
	10	54,0	54,9	45,2	80,6	90,1
IV	3	35,0	52,0	27,3	44,1	45,6
	7	40,0	72,0	40,0	50,0	50,0
	10	51,6	83,3	51,6	51,6	51,6

Infolge der leichten Angreifbarkeit der Glukose lagen hier die gebildeten CO_2 -Mengen weit über denjenigen von Zellulose und Stärke. Im Juli und Oktober 1955 und Januar 1956 zeigte Probe I gegenüber den anderen Proben die höchste Aktivität. Im März 1956 veränderte sich das Bild insofern, als ein starker Anstieg der Bakterien- und Pilzzahlen bei den Proben II-IV zu einer Angleichung der Aktivitäts-Koeffizienten dieser Proben an diejenigen der Probe I führte.

Z u s a t z v o n A s p a r a g i n.

Asparagin ist das Amid der Asparaginsäure (Aminosäure) und besitzt im Molekül zwei abspaltbare NH_2 -Gruppen, eine Amino- und eine Amidogruppe. Nach der Desaminierung verbleibt ein veratembarer Rest, die Bernsteinsäure, welche bekanntlich mittels der verbreiteten Succinodehydrase in Fumarsäure übergeführt wird, wobei der Trikarbonsäurezyklus weiterläuft.

Wir haben hier also mit der Möglichkeit zu rechnen, daß neben der Desaminierung zu Ammoniak ("Fäulnis kraft") auch noch Atmungs- CO_2 aus dem verbleibenden Rest in unseren Versuchsgefäßen entsteht. Das bedeutet aber, daß wir ähnliche Überlegungen bezüglich der Brauchbarkeit unserer titrimetrischen Erfassungsmethode wie bei der Harnstoffspaltung anstellen müssen.

Da die vorgelegte Flüssigkeit (n/50 H_2SO_4) zunächst als starke Säure mit Ammoniak bindet, tritt CO_2 als schwaches Säureanhydrid kaum als interferierender Faktor auf. Auch gegen Ende der Untersuchung, wenn durch das chemisch gebundene Ammoniak die Acidität herabgesunken ist, wird die schwache Kohlensäure noch wenig stören. Tatsächlich steigen die Aktivitäts-Koeffizienten beim Vergleich der Werte von 3. und 10. Tag im allgemeinen an.

Der Aktivitäts-Koeffizient berechnet sich wie folgt:

$$AK_A = (m_{\text{NH}_3} / m_N) \cdot 100 = m_{\text{NH}_3} \cdot 0,94$$

m_{NH_3} = zusätzlich ent-
scheidendes NH_3

m_N = in dem zuge-
setzten Asparagin
enthaltenes N
= 106,1 mg

Tabelle 14:

Aktivitäts-Koeffizienten (AK) von Asparagin.

Probe-Nr.	nach Tagen	1955 Juli	1955 Sept.	1955 Okt.	1956 März	1956 Aug.
I	3	1,9	2,1	1,7	4,0	3,4
	7	8,6	12,3	3,5	9,6	9,6
	10	12,8	14,7	8,6	12,1	12,9
II	3	1,1	1,5	1,0	3,0	3,3
	7	4,1	5,4	2,8	6,5	7,8
	10	11,1	12,0	6,9	11,8	10,4
III	3	1,5	1,9	1,2	2,6	3,7
	7	4,6	6,7	3,5	6,4	7,2
	10	10,0	10,9	10,4	11,9	9,7
IV	3	0,6	1,9	0,3	1,0	2,8
	7	2,6	6,5	2,0	5,1	6,6
	10	10,9	11,7	11,1	12,9	9,4

Wie bei der CO_2 -Entwicklung fand sich auch bei der NH_3 -Abgabe die höchste Aktivität bei Probe I. mit Ausnahme von Januar 1956, wo Probe III und IV eine höhere Aktivität als II und I zeigten.

Zusatz von Pepton.

Die auf Zusatz von 500 mg Pepton von den Reissacher Proben abgegebenen Ammoniakmengen stimmten recht gut mit den Bakterienzahlen überein. Von allen vier Proben zeigte Probe I die höchste Aktivität. Maximale Werte zeigten die vier Proben im Oktober 1955 und August 1956, während die Minima bei Juli 1955 und Januar 1956 lagen. Nach einer Mitteilung der Firma Witte enthält das von ihr hergestellte und von uns verwendete Pepton 14,9% Stickstoff. Der Aktivitäts-Koeffizient berechnet sich demnach wie folgt:

$$AK_P = \frac{m_{\text{NH}_3}}{m_N} \cdot 100 = m_{\text{NH}_3} \cdot 1,34$$

Tabelle 15:

Aktivitäts-Koeffizienten (AK_P) nach Zusatz von Pepton.

Probe-Nr.	nach Tagen	1955 Juli	Okt.	1956 Jan.	März	Aug.
I	3	2,4	3,3	2,6	2,7	2,8
	7	3,4	9,9	3,6	5,6	10,6
	10	6,9	13,9	8,3	9,4	14,9
II	3	1,3	1,3	1,9	2,6	5,1
	7	3,6	6,2	5,3	5,2	9,8
	10	7,0	10,7	9,8	11,3	14,1
III	3	1,8	1,6	1,8	2,1	6,4
	7	4,8	6,9	2,9	6,7	10,7
	10	8,1	9,4	6,4	10,5	13,2
IV	3	1,7	2,0	0,7	2,8	5,6
	7	3,7	6,2	3,5	5,4	8,5
	10	6,9	10,5	6,7	8,7	10,9

V. Diskussion der Ergebnisse.

Die bisherige Analyse der im Boden unter Mithilfe der Mikroorganismen ablaufenden Reaktionen setzt sich aus einer Reihe von Teiluntersuchungen (u.a. Nitrifikation, Denitrifikation, Ammonifikation, Nachweis der Fermentaktivität im Boden, systematische Bestimmung der am Stoffumsatz beteiligten Bodenbakterien und -pilze) zusammen, die nur mit größerem Material- und Zeitaufwand gelöst werden können und daher kaum erlauben, mehrere Bodenproben gleichzeitig zu untersuchen.

In der vorliegenden Arbeit wurde deshalb versucht, mit Hilfe geeigneter Methoden die mannigfaltigen Wechselbeziehungen, die wir als die "biologische Aktivität" des Bodens bezeichnen, möglichst einfach und in ihrer Gesamtheit zu erfassen. Zu diesem Zweck wurden die von den Bodenproben nach Zusatz organischer Substanzen abgegebenen Kohlendioxyd-bzw. Ammoniakmengen nach bestimmten Zeitintervallen gemessen und ein "biologischer Aktivitäts-Koeffizient" eingeführt. Zusätzlich wurden die Bakterien- und Pilzzahlen der einzelnen Proben ermittelt und deren Katalaseaktivität und Harnstoffspaltungsvermögen bestimmt.

Die Tabelle 16 gibt einen Überblick über die pH-Werte, die Bakterien- und Pilzzahlen pro g Bodenprobe, die biologische Katalaseaktivität und die Aktivitäts-Koeffizienten der Reissacher Bodenproben für die Monate Juli/August, November 1955 und August 1956.

Tabelle 16:

Zusammenstellung der pH-Werte, der Keimzahlen, der biologischen Katalaseaktivität und der Aktivitäts-Koeffizienten der Reissacher Proben.

Juli/August 1955									
Probe-Nr.	pH-Wert	Bakterien (je g Boden)	Pilze (je g Boden)	biol. Katal. Aktiv.	Aktivitäts-Koeffizienten				
					AK _Z	AK _{St}	AK _G	AK _P	AK _A
I	7,0	6 120 000	57 000	101,6	1	1	1	1	1
II	7,4	4 120 000	37 000	69,1	0,57	0,68	0,86	0,5	0,57
III	6,6	3 400 000	46 000	81,1	0,95	0,74	0,82	0,75	0,79
IV	6,4	2 820 000	23 000	70,7	0,69	0,92	0,82	0,71	0,31
Oktober/November 1955									
I	6,9	4 330 000	48 000	65,8	1	1	1	1	1
II	7,3	2 900 000	11 000	61,8	0,47	0,76	1,04	0,39	0,7
III	5,9	2 470 000	28 000	56,8	0,31	0,78	0,97	0,49	0,9
IV	6,1	2 830 000	24 000	45,7	0,58	0,98	1,25	0,6	0,9
August 1956									
I	7,0	5 350 000	33 600	70,8	1	1	1	1	1
II	7,2	8 600 000	25 500	84,7	0,94	1,1	1,2	1,8	0,98
III	6,2	8 070 000	24 300	109,9	1,06	0,93	0,95	2,3	1,1
IV	6,3	7 570 000	21 500	84,0	1,09	1,2	1,0	2,0	0,83

Wir können feststellen, daß die pH-Werte aller vier Bodenproben während der Untersuchungsperiode nur geringfügige Unterschiede aufwiesen. Weiterhin bestanden zwischen den pH-Werten und den Bakterien- und Pilzzahlen keine ausgeprägten Beziehungen. Dagegen kam deutlich die Abhängigkeit der biologischen Katalaseaktivität von der Bakterienzahl und im Juli und Oktober 1955 auch von der Pilzzahl zum Ausdruck. Im August 1956 traf dies nur noch für die Bakterienzahl zu.

Aus den Keimzahlen und der biologischen Katalaseaktivität ließ sich ein jahreszeitlicher Rhythmus ablesen. Wir fanden im

Juli/August 1955 ein Maximum, niedrigere Werte im November 1955 und im Januar 1956 und dann wieder einen Anstieg der Werte im März und August 1956.

Die Ausbildung von Maxima und Minima ist sicher nicht ausschließlich auf die klimatischen Verhältnisse zurückzuführen, sondern hängt wahrscheinlich auch mit der Ansammlung toxischer Stoffwechselprodukte gewisser Mikroorganismen zusammen. Bei Regenfällen werden diese Substanzen mehr oder weniger stark ausgewaschen und in tiefere Schichten gespült, wodurch die Entwicklung der Mikroflora des Bodens begünstigt wird. Diese Annahme könnte vielleicht für die Monate Mai-August 1955 (wahrscheinlich auch September) gelten, wobei den starken Niederschlägen im Mai, Juni und Juli ein Maximum der Keimzahlen folgte, das weiterhin durch einen Temperaturanstieg begünstigt wurde. Der Abfall der Keimzahlen im November 1955 und das im Januar 1956 auftretende Minimum gingen dem geringen Niederschlag und dem Temperaturrückgang parallel. Eine Zunahme des Niederschlages und Temperaturanstieg führten im März und August 1956 zu einem starken Anstieg der Keimzahlen. Wahrscheinlich wirkte sich auch der Wittereffrost und die anwachsende Wirkung der Schneeschmelze positiv auf die Verhältnisse im Boden aus, indem die toxischen gewisser Stoffwechselprodukte herabgesetzt oder ganz ausgeglichen wurde. Im Frühjahr 1957 war die Bodenoberfläche eisig und bot nur eine Entwicklung der Mikroorganismen oberflächennahen Bedingungen, das sich in einem sehr niedrigen Keimzahlstand bemerkbar machte.

Als ein weiteres Ergebnis der Untersuchungen, daß die Keimzahl der Bakterien in der Düngung der beprobten Parzellen zu einer Differenzierung wurde, die mit der Bodenart und dem Grad der Bodenfruchtbarkeit im Boden geführt hatte. Die Bakterien- und Pilzzahlen der gedüngten Teilparzellen lagen über einer längeren Zeitraum der Untersuchungsperiode konstante Betrachtung unter den Zählern der ungedüngten Parzellen. Die Bakterienzahlen

der Proben II-IV stiegen erst von Januar bis März 1956 stark an und gingen im März und August 1956 weit über diejenigen des Vorjahres hinaus. Die Pilzzahlen der Proben II-IV lagen auch in dieser Untersuchungsperiode unter denjenigen der Probe I.

Wir können annehmen, daß diese Verhältnisse durch eine gewisse *Schockwirkung* bedingt wurden, welche die aufgebrachten Düngemittel auf die Mikroflora des Bodens ausübten. Diese Annahme wird ~~umso~~ verständlicher, wenn man bedenkt, daß die untersuchten Reisacher Proben aus Wiesenflächen stammten, die über fünf Jahrzehnte keinerlei Düngung erhielten und die Mikroorganismen auf den natürlichen Nährstoffgehalt des Bodens angewiesen waren. Hier wurde eine anspruchslose bodeneigene Mikroflora zunächst durch die Düngung ungünstig beeinflusst. Allmählich bahnte sich dann ein Ausgleich an, indem sich ein neues Gleichgewicht einstellte.

Aus den Ergebnissen der Katalaseaktivität ging zunächst hervor, daß sämtliche Reisacher Proben in den ersten fünfzehn Minuten über 85% des insgesamt entwickelten Sauerstoffes abgespalten hatten und daß die Sauerstoffentwicklung schon nach 45 Minuten zum Stillstand kam.

Weiterhin zeigte sich, daß die durch Differenzbildung zwischen den Werten der frischen, unbehandelten und sterilisierten Proben erhaltenen Sauerstoffwerte den Katalasegehalt der Mikroben zum Ausdruck bringen, der als "biologische Katalase-Aktivität" bezeichnet werden kann.

Die bei der Untersuchung der Katalase-Aktivität der Bodenproben angewandte erweiterte Methode, die schon früher von *Stoklasa* vorgeschlagen wurde, kann somit einen wichtigen Beitrag zur Feststellung der Aktivität der Bodenmikroflora liefern. Zumal die Katalasegröße innerhalb weiter Grenzen von Herkunft und Zusammensetzung der Bodenproben und den darin enthaltenen Mikroorganismen abhängig ist.

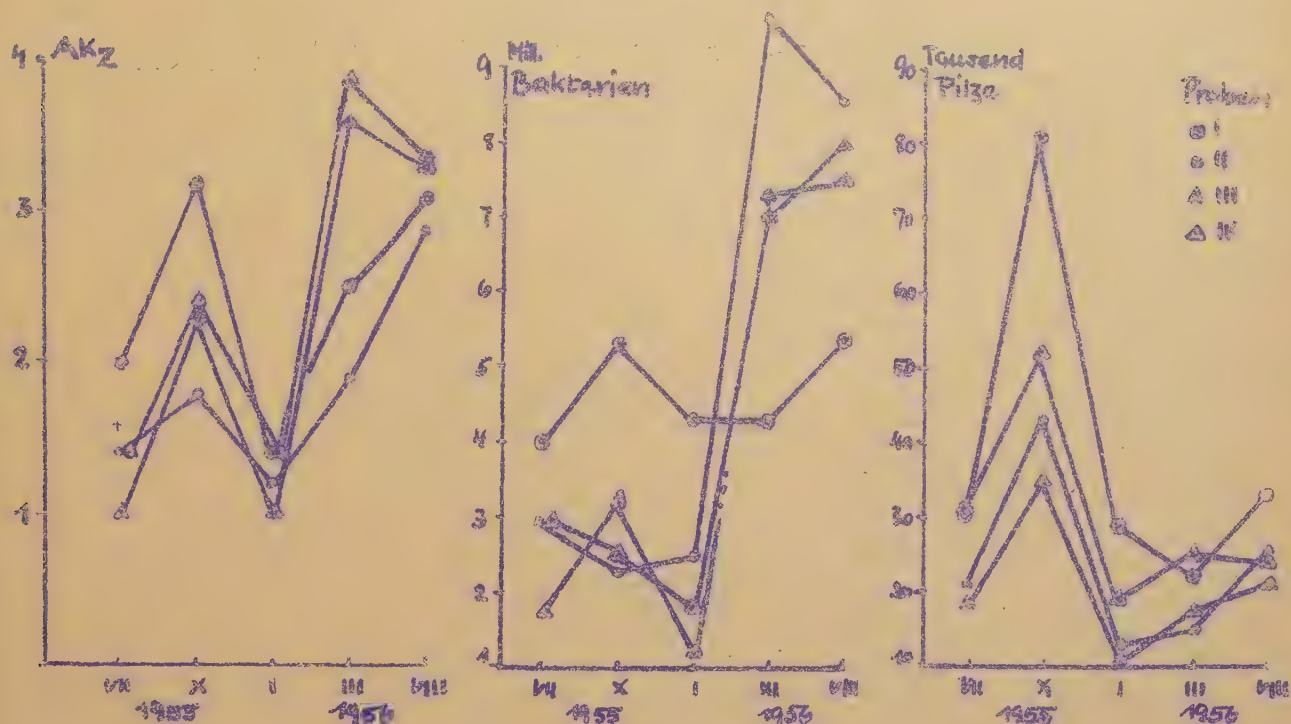
In weiteren Ansätzen wurde versucht, die biologische Aktivität der verschieden behandelten Reisacher Proben durch die Bestimmung der nach Zusatz organischer Substanzen zusätzlich von den Proben abgegebenen CO_2 - und NH_2 -Mengen zu kennzeichnen.

In den nachfolgenden graphischen Darstellungen werden auch die jeweils nach drei Tagen berechneten Aktivitätskoeffizienten der zugesetzten organischen Substanzen mit den Bakterien- und Pilzzahlen verglichen. Ganz allgemein konnte dabei die Feststellung gemacht werden, daß der Verlauf der CO_2 - und NH_3 -Abspaltung einen recht genauen Gradmesser für die Aktivität und Dynamik eines Bodens ergibt. Der hier eingeführte "biologische Aktivitäts-Koeffizient" kann demnach zur allgemeinen biologischen Kennzeichnung von Bodenproben herangezogen werden.

Die zusätzlich abgegebenen CO_2 -Mengen und die daraus berechneten Aktivitäts-Koeffizienten (AK_Z) ergaben hinsichtlich der Zellulosezersetzung eine gute Übereinstimmung mit den Bakterien- und Pilzzahlen (Abb.4). Dies galt besonders für die Zeit von Juli 1955 bis März 1956. Im Herbst 1955 trat deutlich der Anteil der Pilze an der Zellulosezersetzung hervor, was in einem ausgeprägten gemeinsamen Maximum im Oktober 1955 zum Ausdruck kam. Anfang 1956 trat in diesem Verhalten insofern ein Wechsel ein, als in dem steilen Anstieg vom Frühjahr die Aktivitäts-Koeffizienten und Bakterienzahlen parallel gehen, während bei den Pilzen ein Frühjahrsmaximum weniger ausgeprägt war. Der anschließende Anstieg der Pilzzahlen vom März bis August bei den Proben I und II spiegelte sich auch deutlich bei den Aktivitätskoeffizienten wider, die in diesem Zeitraum ebenfalls anstiegen. Im Frühjahr überwiegt also anscheinend die Zellulosespaltung der Bakterien, im späteren Jahreslauf die der Pilze.

Abb. 4:

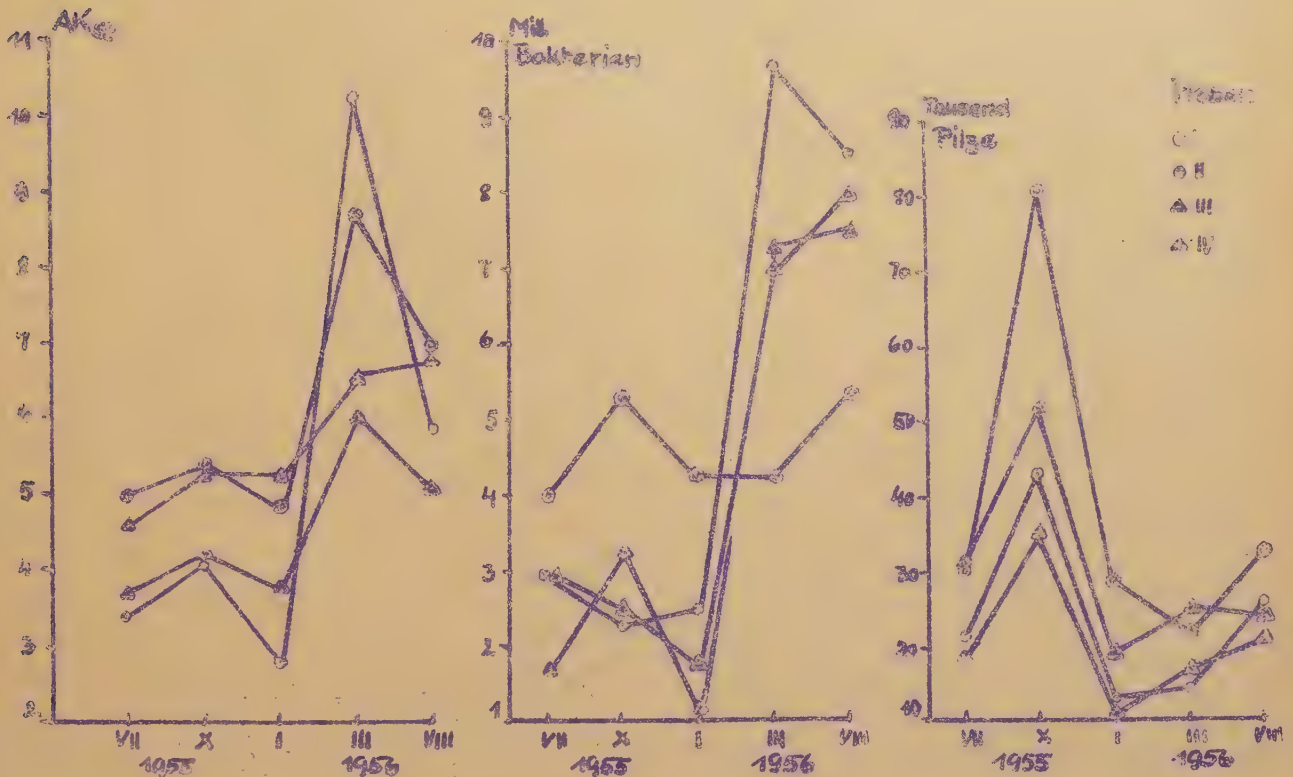
Vergleich der Aktivitäts-Koeffizienten der Zellulose (AK_Z) mit den Bakterien- und Pilzzahlen.



Bei der Verfolgung des Stärkeabbaues zeigte der Aktivitäts-Koeffizient (AK_{St}) ein deutlich ausgeprägtes Maximum im Frühjahr 1956, während das im Oktober 1955 vorhandene Maximum viel flacher verlaufen war. Ein analoger Verlauf der Bakterien- und Aktivitätskurve könnte darauf hindeuten, daß am Stärkeabbau vorwiegend Bakterien beteiligt sind; die Parallelität der Kurven in Abb. 5 spricht deutlich dafür.

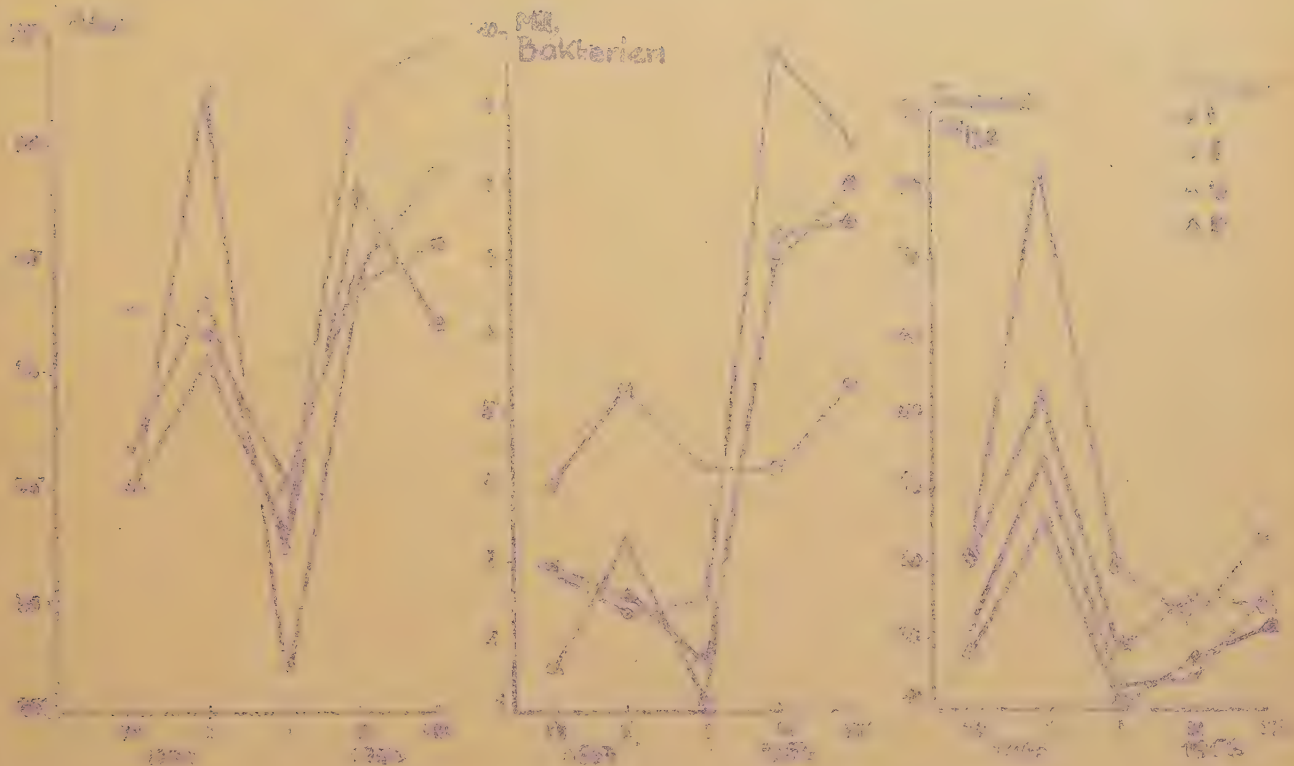
Abb. 5:

Vergleich der Aktivitäts-Koeffizienten der Stärke (AK_{St}) mit den Bakterien- und Pilzzahlen.



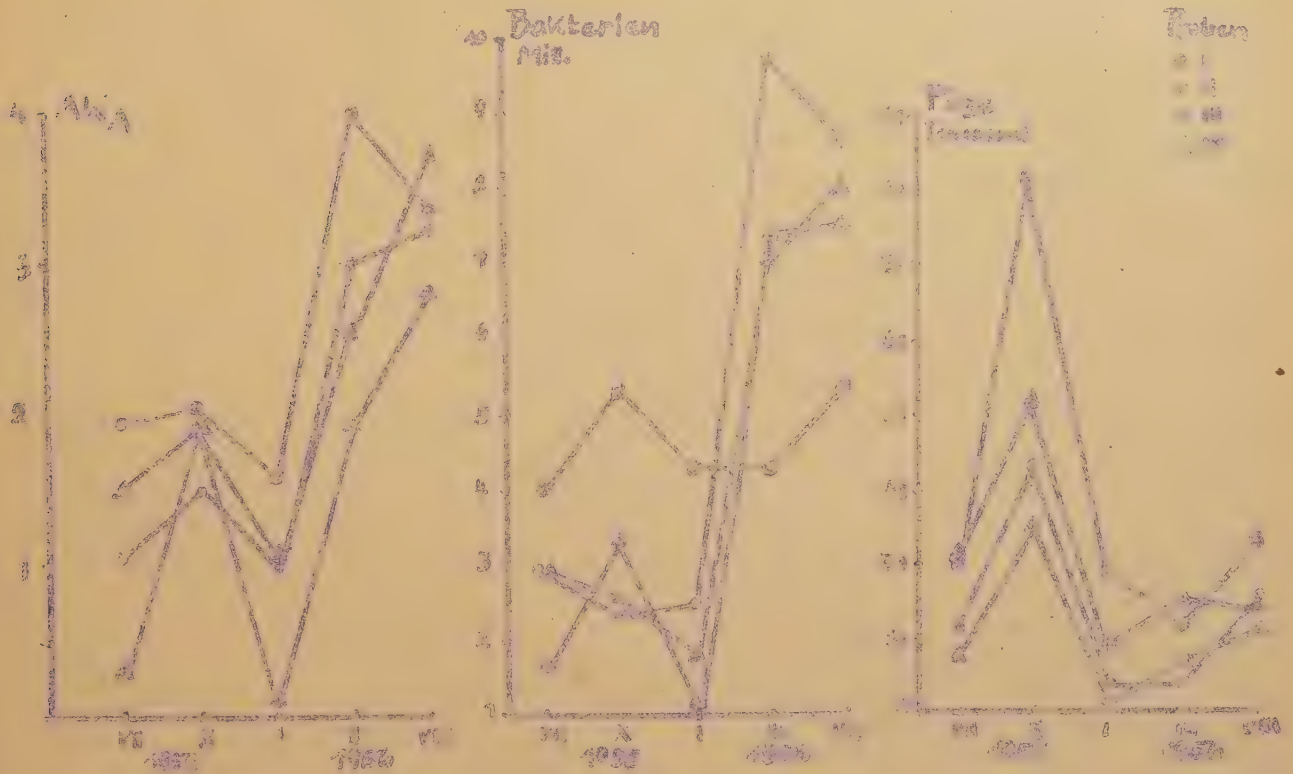
Bedeutend leichter als die beiden Polysaccharide Zellulose und Stärke wurde die Glukose durch die Bodenmikroflora abgebaut. Die Aktivitäts-Koeffizienten (AK_G) zeigten ebenfalls wieder, ähnlich wie bei der Zellulose, im Herbst 1955 und im Frühjahr 1956 ausgeprägte Maxima. Aus dem Verlauf der drei Kurven können wir wohl schließen, daß am Glukoseabbau Bakterien und Pilze gleichmäßig beteiligt waren, vielleicht aber mit der Jahreszeit in ähnlicher Weise wechselnd, wie wir es schon bei dem Zelluloseabbau fanden. Im Herbst 1955 trat die Aktivität der Pilze und im Frühjahr 1956 diejenige der Bakterien deutlicher hervor.

Abb. 1:
Korrelation der Aktivitätskoeffizienten des *Glomerulus* und der Bakterien im Urin von Patienten.



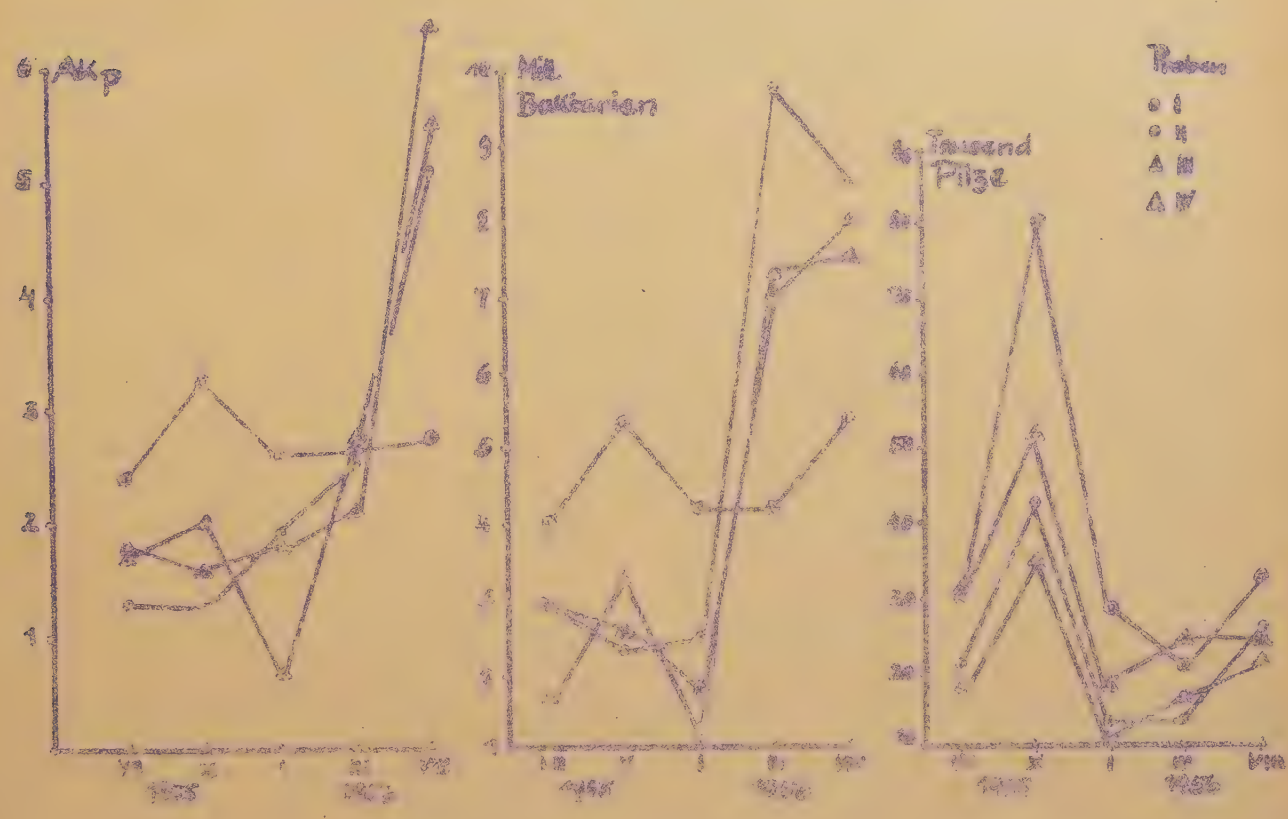
Ein Vergleich der Aktivitätskoeffizienten des *Glomerulus* mit den Bakterien- und Pilzzahlen weist den auffälligen Zusammenhang von Aktivitätskoeffizient und Bakterien- und Pilzzahlen auf. Die Korrelation der Aktivitätskoeffizienten mit den Bakterien- und Pilzzahlen war. Wie bereits von Juli 1955 bis Januar 1956 übereinstimmung zwischen den Pilzzahlen und den Aktivitätskoeffizienten feststellen. Beide Kurven wiesen im Oktober 1955 ein Maximum und im Januar 1956 ein Minimum auf. Während dieser Zeit zeigte nur die Bakterienzahlen der Proben I und IV im Oktober 1955 ein Maximum, während die entsprechenden Zahlen der Proben II und III anfielen und erst wieder im Februar 1956 stark anstiegen. Somit im März 1956 die Bakterienzahlen der Proben II, III und IV weit über denjenigen der Probe I lagen, während die Aktivitätskoeffizienten und die Pilzzahlen der Proben II, III und IV fast die gleichen Werten der Probe I

Abb.7: Vergleich der Aktivitäts-Koeffizienten des Asparagins (AK_A) mit den Bakterien- und Pilzzahlen.



Ein anderes Ergebnis stellte sich bei der Untersuchung der Asparagins-Aktivitäts-Koeffizienten (AK_A) im Vergleich mit den Bakterien- und Pilzzahlen dar. Hier zeigte sich ein deutlicher Zusammenhang zwischen der Asparagins-Aktivitäts-Koeffizienten und den Bakterien- und Pilzzahlen. Am 1. Oktober 1955 war die Bakterienzahl der Probe I (ca. 17) und bei den Proben II und III trat sogar ein Anstieg der Werte ein. Diese Verhältnisse spiegeln die Kurve der Asparagins-Aktivitäts-Koeffizienten deutlich wider. Weiterhin ist ein deutlicher Anstieg der Bakterienzahlen bei den Proben II, III und IV im Frühjahr 1956 parallel mit den Aktivitätskoeffizienten dieser Proben.

Abb.8: Vergleich der Aktivitäts-Koeffizienten von Pepton (AK_P) mit den Bakterien- und Pilzzahlen.



VI. Zusammenfassung.

In der vorliegenden Arbeit wurden Bodenproben aus seit 50 Jahren nicht mit zusätzlichen Nährstoffen versehenen und dann unterschiedlich gedüngten Parzellen aus dem Reissacher Quellgebiet/Obb. auf einige physikalisch-chemische Eigenschaften, Gesamtkeimzahlen, katalaseaktivität und auf die Wirkungen, die ein Zusatz verschiedener organischer Substanzen ergibt, unter Laboratoriumsbedingungen geprüft.

Die Aufgabe bestand darin, mit Hilfe weniger Untersuchungsverfahren auf möglichst einfache und zuverlässige Weise und in kurzer Zeit den "biologischen Aktivitätszustand" der Reissacher Bodenproben zu kennzeichnen und damit einen Einblick in die Wirkung des Düngers auf die Mikroflora des Bodens zu gewinnen.

Unsere Arbeit brachte folgende Ergebnisse:

1. Die unterschiedliche Düngung führte in den einzelnen Parzellen zu einer Differenzierung der mikrobiologischen Verhältnisse. Da die Reissacher Wiesenflächen seit über fünf Jahrzehnten nicht gedüngt wurden, hat sich hier wahrscheinlich eine anspruchslose, bodeneigene Mikroflora entwickelt. Die aufgetragenen Düngemittel störten das durch den gleichbleibenden Nährstoffgehalt im Laufe der Zeit entstandene Gleichgewicht im Boden. Es kam zu einer "Schockwirkung" (ungünstige Beeinflussung der Bodenmikroflora durch die plötzliche Düngung und Veränderung der Nährstoffverhältnisse in den einzelnen Parzellen), die erst nach einem Zeitraum von über neun Monaten ausgeglichen wurde. Dies drückt sich darin aus, daß die Bakterienzahlen der Proben II (Wühlheu), III (Nitrophoska) und IV (Kompost) untereinander gleich, aber beträchtlich tiefer lagen als bei Probe I (ungedüngt). Die Pilze reagierten scheinbar weniger deutlich, denn hier waren die Verhältnisse ausgeglichener.
 2. Ein Vergleich der Bakterien- und Pilzzahlen mit der biologischen Katalaseaktivität
- brachte in allgemeiner Weise folgende Ergebnisse:

zwischen der Keimzahl und der Zersetzung von H_2O_2 durch die Bodenproben. Eine gewisse Übereinstimmung zwischen der Katalaseaktivität und den Bakterienzahlen bestand wahrscheinlich deshalb, weil der Bakteriengehalt der Proben wesentlich über den Pilzzahlen lag und damit sicher auch deren Aktivität. Ein Zusammenhang zwischen Pilzzahlen und katalatischer Kraft des Bodens ließ sich nicht erkennen.

3. Zur Beurteilung der biologischen Aktivität der Bodenproben wurde die CO_2 - und NH_3 -Abspaltung aus organischem Material herangezogen. Im ersten Fall fanden wir in Bezug auf den Zellaabbau eine gute Übereinstimmung zwischen dem biologischen Aktivitätskoeffizienten der einzelnen Proben und deren Gesamtkeimzahlen. Ähnliche Verhältnisse ergaben sich beim Abbau der Stärke und der Glukose. Beim Stärkeabbau waren besonders die Bakterien und beim Glukoseabbau Bakterien und Pilze gleichmäßig beteiligt. Anders lagen die Verhältnisse beim Asparagin, dessen Abbau wohl vorwiegend der Tätigkeit der Pilze zuzuschreiben war, während bei der Zersetzung von Pepton wiederum die Bakterien im Vordergrund standen.
4. Sowohl bei der Verfolgung der Keimzahlen als auch der Biodynamik der Böden im Jahreslauf ergaben sich ausgesprochene Hoch- und Tiefwerte. Die Spitzen im Frühling und Herbst möchten wir nicht auf reine Wirkungen von Temperatur und statischer Bodenfeuchtigkeit zurückführen, sondern vor allem auf den Umstand, daß im Laufe der Zeit angesammelte schädliche Stoffwechselprodukte der Mikroben durch Schmelzwasser und Regen ausgeschwemmt werden.

Die gewonnenen Ergebnisse lassen zur Kennzeichnung der Bodendynamik neben der Bestimmung der Gesamtkeimzahlen und der Feststellung der Katalase-Aktivität den sog. "biologischen Aktivitäts-Koeffizienten" geeignet erscheinen. Dieser errechnet sich aus den nach dosierter Zugabe organischer Substanzen zusätzlich von den Bodenproben abgegebenen CO_2 - und NH_3 -Mengen, die in der angeführten Weise einfach und für große, vergleichende Untersuchungen bestimmbar sind.

VII. Literatur - Verzeichnis.

- 1) Bremner, M., Nature (London) 165, 367 (1950)
- 2) Engel, H., Z.f.Pflanzenernährg. A 19, 314 (1931)
- 3) Foster, W., Proc.Nat.Acad.Sci.U.S. 27, 590 (1941)
- 4) Herbert, D., J.Pinsent, Nature (London) 160, 125 (1947)
- 5) Hes, W., Nature (London) 141, 647 (1938)
- 6) Hofmann, E., E.Wolf, Z.f.Pflanzenbau u.Pflanzenschutz 4, 177 (1953)
- 7) Imshenetzki, A., Compt.rend.Acad.Sci.USSR 21, 332 (1938)
- 8) Isermeyer, H., Z.f.Pflanzenernährg. 56, 26 (1952)
- 9) Janke, A., Arch.f.Mikrobiol. 1, 304 (1930)
- 10) Khouvine, Y., Ann.Inst.Pasteur 37, 711 (1923)
- 11) Kaprewitsch, W., Ber.Akad.Wiss.USSR, Bd.79, Nr.5, 863
- 12) Lemmermann, O., W.Jessen, H.Engel, Bodenkunde und Pflanzen-
ernährg. 17, 321 (1930)
- 13) Norman, A., V.Barthomolew, Soil Sci., Proc. 5, 242 (1940)
- 14) Nowak, J., Ann.Inst.Pasteur 22, 541 (1908)
- 15) Omelianski, V., Z.Bakt.II, 8. 193, 226, 289 (1902)
- 16) Pochon, J., Manuel technique d'analyse microbiologique
du sol. Paris 1954
- 17) Pringsheim, H., Z.physiol.Chemie 78, 266 (1912)
Z.Bakt.II, 38, 513 (1913)
- 18) Raudnitz, R., O.Loew, Zentralbl.Physiol. 12, 790 (1899)
- 19) Reinau, E., Technik in der Landwirtschaft 19, 64 (1938)
- 20) Rippel, A., H.Bortels, Biochem.Z. 184, 237 (1927)
- 21) Scharrer, K., Biochem.Z. 189, 125 (1927)
- 22) Schmitt, L., Forschungsdienst 11, 37 (1938)
- 23) Stoklasa, J., G.Doerell, Biophysikal. und biochem.Durch-
forschung des Bodens. Berlin 1926
- 24) Thénard, J., Ann.chim.phys. 11, 85 (1819)
- 25) Theorell, H., K.Agner, Ark.chem.mineral.geol. 16 A, No.7 (1942)
- 26) Winogradski, S., Ann.Inst.Pasteur 43, 549 (1929)
- 27) Wood, G., H.Werkman, J.Bact. 30, 332 (1935)
Biochem.J. 32, 1262 (1938)

S c h l u ß w ö r t.

Die vorliegende Arbeit wurde am Botanischen Institut der Universität München (Direktor: Prof. Dr. L. Brauner) und an der Bayrischen Landesanstalt für Moorwirtschaft und Landkultur (Direktor: Dr. Friedrich) durchgeführt. Den Herren Institutsdirektoren danke ich für das der Arbeit entgegengebrachte Interesse.

Herrn Prof. Dr. Bukatsch und Herrn Dr. Poschenrieder, dem Leiter der Mikrobiologischen Abteilung der Bayr. Landesanstalt für Moorwirtschaft und Landkultur, bin ich für zahlreiche Anregungen sowie für die beständige Betreuung der Arbeit zu großem Dank verpflichtet.

Mein besonderer Dank gilt auch Herrn Reg.-Rat Dr. Lutz von der Bayr. Landesanstalt für Moorwirtschaft und Landkultur für die Anregung dieser Arbeit, für die Durchführung der Pflanzenbestandsaufnahme und des Düngungsversuches sowie für die Vermittlung finanzieller Unterstützung.

L e b e n s l a u f.

Am 1.Mai 1917 wurde ich, Gerhard Otto S i n g e r, als Sohn des Volksschullehrers Paul Singer und seiner Ehefrau Anna geb.Schreiner in Bad Brambach im Vogtland geboren.

Ich besuchte folgende Schulen: Volksschule zu Mühlhausen i.Vogtl.von 1923-1928; Realschule zu Olsnitz i.Vogtl. von 1928-1934 und von 1934-1937 die Oberrealschule zu Plauen i.Vogtl., an der ich im Februar 1937 das Abitur ablegte.

Nach anschließender siebenmonatiger Arbeitsdienstzeit gehörte ich, mit kurzer Unterbrechung durch einen Studienurlaub von November 1943 bis August 1944, vom November 1937 bis Mai 1945 der Luftnachrichtentruppe an.

Nach der Entlassung aus der Kriegsgefangenschaft nahm ich im Sommer 1946 das Studium der Naturwissenschaften an der Universität München wieder auf. Seit 22.2.1947 bin ich mit Else Singer geb.Windisch verheiratet.

Infolge großer wirtschaftlicher Schwierigkeiten mußte ich nach Abschluß des Studiums im Jahre 1951 die ins Auge gefaßte Anfertigung einer Dissertation zunächst aussetzen. Im Herbst 1951 trat ich als wissenschaftlicher Mitarbeiter in das Biologisch-chemische Laboratorium des "Vereins für Krebsforschung" in Arlesheim/Schweiz ein. Hier blieb ich bis zum Frühjahr 1955 und übersiedelte dann mit meiner Familie nach Ottobrunn bei München, um im Mai 1955 am Botanischen Institut der Universität München und an der Bayr. Landesanstalt für Moorwirtschaft und Landkultur unter Anleitung von Herrn Prof.Dr.Bukatsch und Herrn Dr.Poschenrieder mit der Anfertigung der vorliegenden Dissertation zu beginnen.

